E&A TP

Band 31 Heft 4 Mai 1950

COMMONWEALTH INST. ENTOMOLOGY LIBRARY 10 JUL 1950 SERIAL Ent. 270 SEPARA

ZEITSCHRIFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

ZUGLEICH ORGAN DER DEUTSCHEN GESELLSCHAFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

HERAUSGEGEBEN VON

K. ESCHERICH

Dr. med. et phil., Dr. Dr. h. c., o. ö. Professor em. an der Universität München

Mit 46 Abbildungen

VERLAG PAUL PAREY

Z. ang. Ent. Bd. 31 **Heft 4** *S. 509—640 Bln. 1950*

Inhalt

Originalaufsätze

Der Feldzug gegen die Tsetsefliege im Zululand. Von Dr. O. G. H. Fiedler. Mit 9 Abbildungen 509

Eibildung und Embryonalentwicklung von *Melolontha vulgaris* F. und ihre Auswertung für die chemische Maikäferbekämpfung. Von Walter Vogel. Mit 30 Abbildungen 537

IV. Über die Koloniengründung von *Camponotus herculeanus*. Von K. Hölldobler 583

Über Schadauftreten und Biologie von *Colaphellus sophiae* Schall. (*Chrysomel.*). Von Fritz P. Müller. Mit 2 Abbildungen und 4 Tabellen 591

Über die Beziehungen zwischen der Wirksamkeit chemischer Bekämpfungsmittel und dem Entwicklungszustand des Rapsglanzkäfers (*Meligethes aeneus* F.). Von W. Frey. Mit 1 Abbildung 609

Erste Ergänzung zu Kèlers „Übersicht über die gesamte Literatur der Mallophagen". Von Wolfdietrich Eichler 617

Verschiedenes

Professor Dr. Erich Martini 70 Jahre alt. Von K. Escherich 636

IX. Internationaler Entomologischer Kongreß in Amsterdam (Niederlande) 637

Schriftleitung: Geh. Reg.-Rat Professor Dr. K. Escherich, München 19, Prinzenstr. 26. Manuskripte sind nur an den Herrn Herausgeber zu schicken.

Honorierung: Die Beiträge sind so kurz und präzise wie möglich zu halten. Bei Abbildungen wird gebeten, sich auf das Notwendigste zu beschränken. Jeder Arbeit ist am Schluß eine kurze Zusammenfassung der wichtigsten Ergebnisse anzufügen. Das Honorar beträgt je Bogen 32.— DM., mehr als 3 Bogen werden nicht honoriert. Der von Abbildungen eingenommene Raum sowie Doktor-Dissertationen werden nicht honoriert.

Erscheinungsweise: Jährlich erscheint 1 Band zu 4 Heften im Gesamtumfang von etwa 40 Bogen. Das Abonnement verpflichtet zum Bezug eines ganzen Bandes. Es verlängert sich jeweils, falls nicht spätestens unverzüglich nach Eingang der letzten Lieferung des berechneten Bandes Abbestellung erfolgt.

Sonderabdrucke: Von Originalaufsätzen werden auf Wunsch 20 Sonderabdrucke kostenlos zur Verfügung gestellt, von Doktorarbeiten 50. Mehrbedarf kann gegen Berechnung geliefert werden.

Abonnementspreis dieses Heftes 16,– M. **Einzelpreis 17,– M.**

Der Feldzug gegen die Tsetsefliege im Zululand

Von

Dr. O. G. H. Fiedler
Veterinary Research Laboratories Onderstepoort, Südafrika

Mit 9 Abbildungen

Inhalt:

A. Einleitung. — B. Biotop. — C. Geschichtliches. — D. Die Tsetsefliegen. I. Vorkommende Arten: a) *Glossina pallidipes*, b) *Glossina brevipalpis*, c) *Glossina austeni*. II. Überwachungsmethoden: a) Harris-Falle, b) Locktiere, c) Puppensuche. — E. Die Bekämpfung. I. Flugzeugeinsatz: a) DDT-Spritzverfahren, b) Aerosol-Methode. II. Rauchbomben. III. Stäubeverfahren. IV. Hubschrauber. V. Dippen. VI. Buschbereinigung. VII. Wildabschuß. — F. Probleme und Erfolg. — G. Schrifttum.

A. Einleitung

Nach Schätzungen verschiedener Fachleute sind etwa 16 000 000 qkm des afrikanischen Erdteils von den Zungen- oder Tsetsefliegen der Gattung *Glossina* verseucht und gehen dadurch einer erfolgreichen Viehzucht oder der menschlichen Besiedlung verloren. Die 20 Glossinenarten sind bekanntermaßen Zwischenwirte von sechs Trypanosomenarten, die sie beim Saugakt auf den Blutspender übertragen können und so zum Feind Nr. 1 in Afrika wurden.

Die Trypanosomiasen, die in jedem Falle eine mehr oder minder chronische auszehrende Krankheit darstellen, werden beim Menschen „Schlafkrankheit" genannt, während sich für die entsprechende Krankheit der Haustiere die Zulubezeichnung „Nagana" als populäre Benennung durchgesetzt hat. In der Tat ist Zululand das „klassische" Land der Nagana, denn hier in Ubombo machte Bruce seine epochale Entdeckung des Kreislaufes dieser Tropengeißel.

Wegen ihrer überragenden Bedeutung für die Wirtschaft und Entwicklung des schwarzen Erdteils haben sich bereits ungezählte Wissenschaftler mit den Tsetsefliegen und den von ihnen verbreiteten Krankheiten beschäftigt, die Zahl der bislang erschienenen Veröffentlichungen über dieses Problem ist Legion.

Man darf heute auf Grund langjähriger Untersuchungen sagen, daß jede *Glossina*-Art imstande ist, jede der afrikanischen Trypanosomen in ihrem Verbreitungsgebiet zu übertragen. In der Praxis kommt es nur darauf an, welche Fliegenart mit ihren Lebensanforderungen am besten in ein bestehendes Biotop paßt, um sie zu einem wirkungsvollen Über-

träger werden zu lassen. Trotz äußerster Gleichheit in bezug auf Lebensgewohnheiten variieren die Tsetsearten in ihrer Abhängigkeit von Luftfeuchtigkeit und Schatten. Auf der einen Seite steht *Glossina palpalis* Rob.-Desv. mit dem größten Bedürfnis für die angeführten Faktoren, während andererseits *G. morsitans* Westw. sich am weitesten unabhängig davon gemacht hat und in die trockenste Savanne geht. Das entworfene Bild wird weiterhin kompliziert, als noch eine besondere Vorliebe für die Wahl der jeweiligen Wirte hinzukommt, wodurch im Enderfolg eine mehr oder minder spezifische Wirkung der einzelnen Tsetsearten resultiert.

B. Biotop

Das Zululand bildet die nördliche Hälfte der Provinz Natal und ist gleichzeitig der östliche Zipfel der Union von Südafrika, begrenzt durch den Indischen Ozean im Osten. Im Westen trennen es die Ausläufer der Drakensberge von dem südafrikanischen Hochfeld. Im Süden und Norden bestehen keine natürlichen Grenzen. Die tropische Küstenvegetation zieht sich ungehindert vom Äquator bis ins Zululand hinab, um sich dann nach Süden in eine noch immerhin üppige, subtropische Küstenflora zu verwandeln, die sich, allmählich schmäler werdend, bis zum Kap hinzieht. Demgemäß stellt das nördliche Zululand in seiner Vegetation und Fauna den südlichsten Ausläufer der afrikanischen Tropen dar, was sich besonders in dem Vorhandensein von Nagana, Amöbenruhr, Malaria und anderen Tropenseuchen unangenehm bemerkbar macht. Das Klima ist heiß, die relative Luftfeuchtigkeit durchschnittlich höher als auf der Hochebene. Bei einer durchschnittlichen jährlichen Niederschlagsmenge von 650—1000 mm gedeihen noch Zuckerrohr und Orchideen.

Auf der anderen Seite ist aber der Jahreszeitenrhythmus ein anderer als in den richtigen Tropen. Es kommt bereits zur Ausbildung eines für die Subtropen typischen heißen Sommers und milden Winters ohne Frostgefahr, der gleichzeitig der trockene Teil des Jahres ist. Regen fällt während der Sommermonate. Ein heißer, feuchter Sommer und kühler, trockener Winter stehen hier der heißen Trockenzeit und kühlen Regenzeit der Tropen Ostafrikas gegenüber.

Beschränken wir uns bei einer näheren Betrachtung auf das nördliche Zululand, dem Teil, der die Tsetsefliege beherbergt (Abb. 1). Es handelt sich hierbei um ein Gebiet von etwa 25 000 qkm, das den Glossinen verfallen ist. Seine südliche Grenze bildet das Umlalati-Tal, worin Eshowe, die Residenz des Zulukönigs, liegt. Im Norden schließen sich das britische Protektorat Swasiland und Portugiesisch-Ostafrika an. Wie die beigegebene Karte zeigt, wird das Gebiet von sechs größeren Flußsystemen nach Osten hin entwässert, dem Umhlatusi, Umfolosi, Hluhluwe, Mkusi, Pongolo und Ingwavuma. Die beiden letzten vereinigen sich mit dem Usutu-Fluß und münden als Maputo in die Delagoa-Bai. In Wirklichkeit sind nur der Umfolosi und Pongolo, die hoch in dem

Abb. 1. Karte des nördlichen Zululandes. Wildschutzgebiete: 1 = Umfolosi, 2 = Hluhluwe, 3 = Mkusi, 4 = Ndumu. Stark punktierte Linie = Grenze des Tsetsegebietes. Tsetsevorkommen: P = *G. pallidipes*, B = *G. brevipalpis*, A = *G. austeni*. Brutgebiete: Schwarze Flächen = Hohe und sehr hohe Brutintensität, punktierte Flächen = geringe Brutintensität

Randgebirge entspringen, „Flüsse" in der eigentlichen Bedeutung des Wortes. Die anderen Systeme trocknen regelmäßig Ende des Sommers aus, bzw. mehr oder minder fortlaufende Ketten von Tümpeln bleiben im Flußbett zurück, während alle sogenannten Nebenflüsse in Wirklichkeit V-Täler darstellen, die sich bei einsetzendem Regen für eine begrenzte Zeit in reißende Bäche verwandeln. Wichtig sind diese Täler aber insofern, als sich in ihnen dank des höheren Grundwasserspiegels ein dichter Busch angesiedelt hat, der im tiefliegenden östlichen Teil und entlang der größeren Flüsse nach Westen zu einen typischen Galeriewald darstellt, während er in den trockneren Tälern der westlichen Gebirgslandschaft mehr den Charakter einer dichten Buschformation annimmt, die sich, besonders im östlichen Teil, auch außerhalb der Täler auf weite Strecken verbreiten kann und dann in den Typ der „Obstbaumsteppe" übergeht.

Die rote, oder auch stellenweise schwarze Erde ist humusreich und sehr fruchtbar, wodurch das ganze Land zu dem besten Viehzuchtgebiet der Union wird. Der Hauptteil des Gebietes mit den fruchtbarsten Gründen sind Eingeborenenreservate, wo kein Weißer sich ansiedeln darf. Der Westen ist Farmland, das sich auch als schmaler Streifen entlang der Bahnlinie zieht. Eingestreut liegen ferner vier Wildschutzgebiete (das Umfolosi-, Hluhluwe-, Mkusi- und Ndumu-Reservat) mit einer Gesamtgröße von 900 qkm, die neben dem Krügerpark in Nordosttransvaal die letzten Zufluchtsstätten des tropischen Großwildes in Südafrika darstellen und die einzigen Stellen in der Union sind, wo z. B. noch Nashörner zu finden sind. So beherbergt das am Zusammenfluß des Schwarzen und Weißen Umfolosi gelegene, hügelige Schutzgebiet das bereits sehr seltene Breitmaulnashorn (*Ceratotherium simum*). Im Hluhluwe-Reservat mit seinem teilweise gebirgigen Charakter, werden das Spitzmaulnashorn, die ebenfalls seltene Leierantilope oder Nyala (*Tragelaphus angasi*) neben Büffel, Zebra, Gnu, großem Kudu, Wasserbock und anderen Antilopen gehalten. Die Mkusi- und Ndumu-Wildgebiete liegen im Flachland und sind mit dickem Busch bedeckt, im ersten leben unter anderem 4000—5000 Nyalas, während Ndumu ein Paradies der Flußpferde genannt werden kann. Der Vollständigkeit halber sei erwähnt, daß das Gebiet um die St.-Lucia-Bai ein riesiges Vogelschutzgebiet darstellt.

C. Geschichtliches

Als das von dem kriegerischen Stamm der Zulus beherrschte Gebiet in der zweiten Hälfte des vorigen Jahrhunderts langsam durch den Handel und die vordringende Zivilisation erschlossen wurde, war es ein zwar fruchtbares, wildreiches, aber dünnbesiedeltes Land, und seine Bewohner lagen in ständigem Kampf mit den Nachbarstämmen wegen des Besitzes von „gesunden" Weidegründen. Die Nagana bildete einen Fluch des Landes, und auch den ersten weißen Ansiedlern, angelockt durch den üppigen Grasbestand, blieb der Erfolg als Viehzüchter

meist versagt. Ein Bericht von 1867 (Journ. Dept. Agr. 1925) nennt bereits das Umhlatusi-Tal als südliche Verbreitungsgrenze der Nagana. Das Gebiet ist Flachland im Osten bis etwa zur Bahnlinie Durban—Gollel, von da ab wird es nach Westen zu hügelig und nimmt auf der Linie Melmoth—Nongoma—Louwsburg Gebirgscharakter an, der an das Allgäu erinnert, wo eine über meterhohe Grassteppe die Bergkuppen bedeckt.

Noch in das neunzehnte Jahrhundert fällt die Erklärung des Umfolosi-Dreiecks und eines Teiles der bewaldeten Bergwelt um den oberen Hluhluwe zu Wildschutzgebieten. Diese Gebiete waren auch damals besonders wildreich und wiesen so gut wie keine Besiedlung auf.

Eine einschneidende Veränderung brachte das Jahr 1896, als die große Rinderpestepidemie über das südliche Afrika hinwegging und den gesamten Vieh- und Wildbestand stark dezimierte. Die Tsetsefliegen wurden dadurch ebenfalls stark betroffen. So verschwand *Glossina morsitans* Westw. aus dem nördlichen Transvaal und ist seither nicht wieder über den Limpopo-Fluß nach Süden vorgedrungen (Fuller 1923). Im Zululand wurden die Glossinen in den folgenden Jahren zu einer sehr seltenen Erscheinung. Die ganze Gegend war so gut wie frei von Nagana, und Sir C. Saunders gelang es auf seinen zahlreichen Reisen nur einmal ein paar Tsetsefliegen im Umfolosi-Dreieck zu fangen. Von 1904 an trat das Wild wieder stärker in Erscheinung und breitete sich ungestört aus, die Glossinen taten ein Gleiches, so daß 1915 das ganze nördliche Zululand wieder mit Nagana verseucht war (F. Toppin 1912, E. Collins 1924 in Fullers Bericht). In der Zwischenzeit (1912) war das Gebiet des unteren Mkusi ebenfalls zum Wildreservat erklärt worden.

Im Gefolge eines verstärkten Abschusses während der nächsten Jahre wurde ein beträchtlicher Teil des Wildes vernichtet oder zur Abwanderung gezwungen. Hierdurch verschwand das Großwild vollständig von der Makatini-Ebene, dem Korridor zwischen Umfolosi und Hluhluwe und mehr oder minder aus den Teilen, die in Farmen umgewandelt wurden.

Jedoch einige Jahre nach Abschluß des Wildvernichtungsfeldzuges gelang es der Tsetsefliege, sich wiederum in zwei Wellen (1927 und 1930) über einen großen Teil des Landes auszubreiten, wobei sich die drei Wildreservate abermals als Gebiete besonders hoher Fliegendichte erwiesen. Das nächste Jahr (1931) brachte dann die Einführung der Harris-Fliegenfalle, als die Tsetsekalamität auf ihrem Höhepunkt war. Die Falle war augenscheinlich sehr wirkungsvoll und ihre Zahl wurde daher ständig erhöht.

Im Umfolosi-Gebiet fielen die anfänglichen Fänge von über 2700 Fliegen je Falle und Monat auf 0,04 im Jahre 1938. Die Nagana war bereits seit einigen Jahren aus den Farm- und Eingeborenengebieten gewichen. Fliegen waren nur noch vereinzelt in den Wildreservaten anzutreffen, wo sie ständig von den Tausenden von Fallen in Schach

gehalten wurden. Es schien klar, die Wildgebiete waren die Brutstätten der Tsetse, von wo aus sie sich auf die umliegenden Farmgebiete verstreute, sofern sie nicht ständig eingedämmt wurde.

Doch plötzlich, von Mitte 1938 ab, setzte trotz Zehntausender von Fallen wieder eine erst langsame, dann immer schnellere Vermehrung der Fliegen ein, die 1944—1945 zu einer Nagana-Epidemie größten Ausmaßes führte. Die Eigentümer verloren an einigen Stellen bis 60 % ihres Viehbestandes. Nicht nur die Gebiete um die Wildreservate zeigten Befall, sondern die Tsetse eroberte sich scheinbar immer neue Jagdgründe. So drang sie verheerend von dem Ngotshe-Distrikt aus auch ins südliche Swasiland vor, auf der anderen Seite eroberte sie sich alle im Laufe von Jahrzehnten verlorenen Gebiete im Süden zurück (siehe Karte). Die Lage war sehr ernst und zeigte die deutliche Tendenz, sich noch weiter zu verschlimmern, denn der Busch bewies seit einiger Zeit die Neigung, sich auszubreiten und so der Tsetse immer neue Brutgebiete zu eröffnen.

Dieses war die Lage, als der großangelegte Bekämpfungsfeldzug einsetzte, wobei zum ersten Male die neuen Insektizide DDT und Hexachlorzyklohexan (BHC) gegen Glossinen angewendet wurden.

D. Die Tsetsefliegen

I. Vorkommende Arten

Im Zululand kommen drei Glossinenarten vor, und zwar *Glossina pallidipes* Austen, *G. brevipalpis* Newst. und *G. austeni* Newst., welche alle befähigt sind, die drei Trypanosomenarten, *T. brucei, T. vivax* und *T. congolensis,* zu übertragen. Diese drei ostafrikanischen Glossinen sind die einzigen Arten, die südlich vom Wendekreis des Steinbocks vorkommen und im Zululand ihre Verbreitungsgrenzen, sowie auch die der ganzen Gattung nach Süden hin erreichen. Gemäß eines andersartig gestalteten Klimazyklus haben hier ihre Lebensgewohnheiten und biologischen Eigentümlichkeiten eine gewisse Änderung erfahren, soweit die bisher bekanntgewordenen Tatsachen einen Vergleich mit den Tropen zulassen. Es erscheint angezeigt, diese Verschiedenheiten bzw. Anpassungsfähigkeiten der Glossinen näher zu beleuchten, ehe in absehbarer Zeit zumindestens *G. pallidipes* aus dem Zululand gänzlich verschwinden wird.

a) *Glossina pallidipes* Austen

Diese Art stellt den Hauptschädling mit der größten Verbreitung im Zululand dar. Dreiviertel des mit Glossinen verseuchten Gebietes ist ihr Reich. Sie fehlt nur im Küstenbusch um St.-Lucia- und False-Bai, am Unterlauf des Pongolo und im Tongaland. Ihr südafrikanisches Vorkommen ist von dem Hauptverbreitungsgebiet im östlichen Afrika durch eine etwa 450 km breite Lücke getrennt, d. h. die nächsten Vertreter der Art finden sich in Portugiesisch-Ostafrika nördlich des Save-

Flusses. Das isolierte Auftreten macht ein Ausrotten möglich, ohne daß wieder mit einer neuen Einwanderung zu rechnen ist.

Bekannterweise ist diese Art eine Savanne-Bewohnerin und steht mit ihren Ansprüchen an Luftfeuchtigkeit und Schatten zwischen *G. palpalis* und *G. morsitans*.

Ihre hauptsächlichsten Rückzugs- und Brutgebiete sind die Umfolosi-, Hluhluwe- und Mkuzi-Wildreservate, die für sie ein Ideal an Biotop und Nahrung darstellen. Wie bereit diese Art ist, sich im schnellen Maße mit einer ungehinderten Ausbreitung des Wildes zu vermehren und von neuen geeigneten Gebieten dauernden Besitz zu ergreifen, hat hier die Geschichte gelehrt. Daß sich von diesen Arealen aus besonders in den späteren Sommermonaten auf bedeutende angrenzende Landstriche verstreuen kann, ohne diese zu Brutgebieten zu machen, ist eine bekannte Tatsache. Die Fliegenüberwachung im Verband mit dem erstmalig durchgeführten Puppensuchdienst haben aber weiterhin gezeigt, daß diese „Jagdgebiete" keineswegs zu irgendeiner Zeit des Jahres aufgegeben zu werden brauchen. Rein nach der Fliegendichte beurteilt, unterscheiden sie sich in keiner Weise von Gebieten mit geringerer Bruttätigkeit, wohl zeigen sie oft jahreszeitlich verschieden gelegene Spitzenmonate.

Die neuen Untersuchungsmethoden im Zululand haben gezeigt, daß der alte, in den Tropen geprägte Begriff der Jagdgebiete (temporary haunts), dem die Brutgebiete (permanent haunts) gegenüberstehen, für diese Art nicht ohne weiteres zutrifft. Mit den gewonnenen Erkenntnissen ist es nötig, den Fliegengürtel (fly belt) in drei verschiedene Gruppen aufzuteilen, was für eine ökonomische, aber erfolgreiche Bekämpfung von großem Nutzen war. Die drei Gruppen sind:

1. Dauernde Brutgebiete (permanent breeding grounds), in denen das ganze Jahr über eine rege Bruttätigkeit stattfindet, unabhängig von zeitlichen Faktoren. Die Tsetse ist hier auf Grund der dauernden günstigen Bedingungen (Nahrung, Vegetation) das ganze Jahr über in zwar wechselnder, aber ziemlicher Höhe anzutreffen. Zu diesem Typ gehören z. B. die Wildschutzgebiete.
2. Sekundäre Brutgebiete (secondary breeding grounds), die man auch als „Alte Jagdgebiete" (old dispersion areas) bezeichnen kann. Hierunter fallen Gebiete, die von den Fliegen wegen ihrer zusagenden Bedingungen allmählich im Laufe von Jahren neu besiedelt wurden. Das Brutgeschäft wird in schwachem Grade an noch isolierten Stellen ausgeführt. Als Beispiel wären die Farmgebiete (Settlements) von Hluhluwe und Mkusi und das südliche Swasiland anzuführen.

   Diese Areale können sich dann langsam in dauernde Brutgebiete verwandeln, sofern der „Ttetse-Wild-Busch"-Faktor ungestört gelassen wird. Der Ngotshe-Farmdistrikt sei hier genannt. Es handelt sich dabei um ein echtes, wenn auch verhältnis-

mäßig neueres Brutgebiet, das sich während der letzten großen Ausbreitung des Wildes zwischen 1904 und 1915 gebildet hat. Bei günstiger Klimabedingung ging so die Umwandlung eines Jagdgebietes in ein Brutareal in den letzten 30 Jahren vor sich, und die Höhe der Bruttätigkeit steht in Abhängigkeit zur Nahrungsquelle, die hier sieben Antilopenarten, unter ihnen das große Kudu und die Leierantilope, auf 55 % der Farmen bilden. Die vorliegenden Fliegenfang- und Puppensucherergebnisse beweisen einwandfrei diese Tatsache und schließen die Annahme aus, daß das Ngotshe-Gebiet ein von benachbarten Wildreservaten (Hluhluwe und Mkusi) abhängiges Areal ist. Es hat sich im Gegenteil gezeigt, daß von diesem Gebiet mit einer verhältnismäßig geringen Brutintensität aus die Tsetse fähig ist, sich neue Jagd- und sekundäre Brutgebiete zu erobern, wie es von hier aus in den Jahren 1946/47 mit dem südlichen Swasiland geschehen ist.

3. Jagdgebiete (dispersion areas), zwei Typen von Areale fallen unter die Kategorie: Es sind das a) Landstriche, in welche die Fliege auf der Nahrungssuche einfallen kann, aber wegen des Fehlens geeigneter Busch- und Bodenbedingungen kommt es nie zu einer Bruttätigkeit. Die Fliegendichte steht hier in direkter Abhängigkeit von den sich bietenden Nahrungsquellen und dem Fortpflanzungsindex im benachbarten Brutgebiet. Hierzu sind alle offenen Grassteppen um das Mkusi-Reservat, sowie die unbewaldeten Weidegründe der Eingeborenen westlich des Hluhluwe- und Umfolosi-Wildparks zu zählen, in denen gelegentliche Baumgruppen in den Tälern die Eintönigkeit der hügligen Graslandschaft unterbrechen. b) Weiterhin gehört noch ein anderer Landschaftstyp zu den Jagdgebieten, wo zwar günstige Umweltbedingungen vorhanden sind, die Tsetse aber erst in neuester Zeit infolge einer Überbesiedlung der Dauerbrutgebiete eindrang. Zu einer Fortpflanzung ist es hier noch nicht gekommen. Diese würde aber in den Gebieten allmählich beginnen, sofern sich die Nahrungsquelle als ausdauernd erweist. Die Ntambanana-, Eshowe- und Melmoth-Farmen an der Südgrenze des Tsetsegürtels bilden ein Beispiel hierfür.

Diese auf Grund von nahezu 20 000 Einzelergebnissen gezogenen Schlußfolgerungen, die sich auf die später zu erläuternden Fallen- und Locktierfänge, sowie Puppensuche stützen, lassen nebenher klar erkennen, daß die festgestellte Fliegendichte nichts über die Rolle aussagt, die ein Landstrich im Leben der Tsetsefliegen spielt.

Im einzelnen ergibt sich in den Brutgebieten für die Abhängigkeit der *G. pallidipes* vom Jahreszeitenzyklus folgendes Bild: Normalerweise ist das Auftreten der Fliegen in der zweiten Hälfte August und September (also im zeitigen Frühjahr) am größten, woraufhin ein erst schneller, dann langsamerer Abfall folgt, bis in den Monaten des Hoch-

sommers (Februar—März) der jährliche Tiefstand erreicht wird. Es folgt darauf wiederum ein manchmal schneller Anstieg, so daß es vor Einsetzen der trockenen Wintermonate um den Mai herum nochmals zu einem zweiten, doch schwächer ausgeprägten Höhepunkt kommt (Abb. 2).

Die Biologie der *pallidipes* gibt für den jahreszeitlichen Massenwechsel die Erklärung. Der stärker als in den Tropen ausgeprägte Südwinter bewirkt eine beträchtliche Verlängerung der Puppenruhe, auf die weiter unten noch eingegangen wird, und das oft plötzliche Einsetzen des wärmeren Wetters mit Regenfällen wird mit einem Massen-

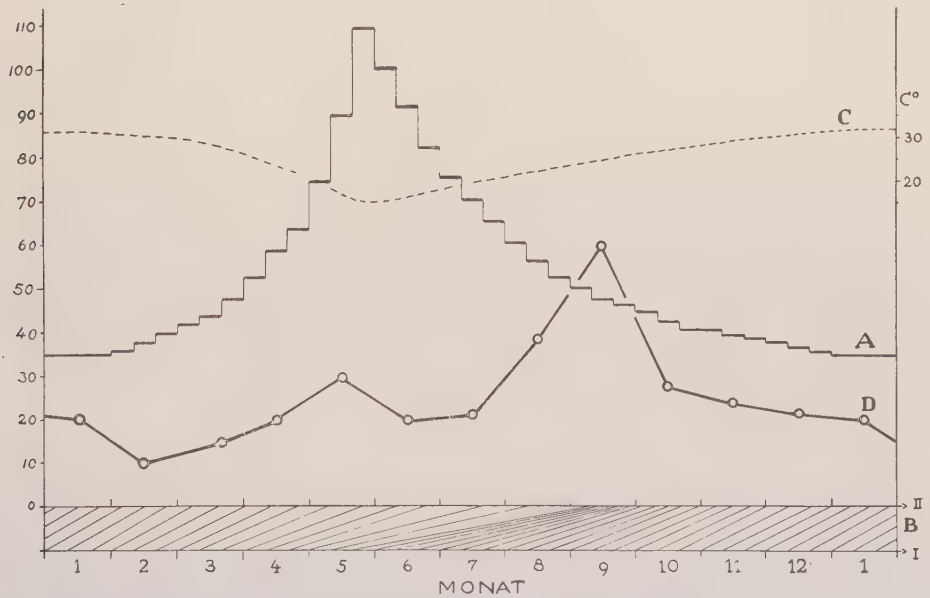


Abb. 2. Puppenruhe und Fliegengradation im Jahreszyklus. Die durch Temperaturerniedrigung bedingte Verlängerung der Puppenruhe während der Wintermonate verursacht ein Massenschlüpfen und eine große Fliegendichte zu Beginn des Frühlings. A = Länge der Puppenperiode in Tagen, B = Ablage der Larven (I) und Schlüpfen der betreffenden Imagines (II), C = Monatsmittel in Celsius-Graden, D = Durchschnittliche Fliegendichte während der Jahre 1945—1947 im Umfolosi (Anzahl der gefangenen Fliegen je Falle und Monat)

schlüpfen der Fliegen beantwortet. Jedoch sind jetzt aber die Witterungsverhältnisse noch nicht günstig genug, um die hohe Fliegendichte in der Folgezeit aufrechtzuerhalten, und auf der anderen Seite bedingt die stärker werdende Zerstreuung in die „Jagdgebiete" eine weitere Abnahme der Fliegendichte. Ende des Sommers läßt die gesteigerte und zeitlich verkürzte Fortpflanzungsgeschwindigkeit es wieder zu einem zweiten Höhepunkt kommen, bevor sich die kühle Winterwitterung hemmend bemerkbar macht.

Die typischen Jagdgebiete zeigen eine jahreszeitlich anders gelegene Fliegendichte, was an Hand der Fänge im Ntambanana-Gebiet erklärt werden soll. Hier bringen die feuchten Sommermonate die stärkste Tsetse-Einwanderung, so daß gewöhnlich der April die Zeit der größten

Fänge darstellt. Das Einsetzen der trockenen, kühleren Jahreszeit läßt die Fliegen stetig geringer werden, wodurch ein Tiefpunkt im September erzeugt wird. Allerdings wächst die Fliegenzahl bereits im folgenden Monat infolge der sprunghaft ansteigenden Dichte in den Brutgründen auch hier wieder beträchtlich.

In einem als „Sekundäres Brutgebiet" festgestellten Areal liegen die Verhältnisse weniger einfach als in den soeben beschriebenen Fällen. Je nach der Entfernung von den großen Dauerbrutgebieten ist neben dem örtlichen Fortpflanzungsgeschäft noch mit einem mehr oder minder großen Zuzug von wandernden Fliegen zu rechnen, was zu allen erdenklichen Abweichungen der Jahreskurve Anlaß sein kann. Hier sowie in den einfachen Jagdgebieten kann es dabei für kurze Zeit zu außergewöhnlich hohen Fliegenkonzentrationen kommen, deren Dichte in keiner Weise hinter den günstigsten Brutzentren zurücksteht.

Allgemein wird in der Literatur die Länge der Puppenruhe für *G. pallidipes* auf 25—60 Tage angegeben und HARRIS (1922) kommt auf Grund seiner Beobachtungen zu der Überzeugung, daß die Puppenruhe während der Wintermonate im Zululand doppelt so lang als im Sommer ist. Das im September stattfindende Massenschlüpfen, sowie die bei den Anfängen des Bekämpfungsfeldzuges gemachten Erfahrungen ließen jedoch für das Gebiet bedeutend längere Puppenperioden vermuten, als man in den Tropen begegnet war. Fast über zwei Jahre sich ausdehnende Versuche im Nordteil des Umfolosi-Gebietes ergaben die in Abb. 2 niedergelegten Tatsachen. Hierbei wurden die im Labor abgelegten Larven sofort in kleinen, mit einem Drahtkäfig versehenen Töpfen an typischen Brutstellen unter natürlichen Umweltbedingungen ausgesetzt. Gemessen wurde die Lufttemperatur in etwa 1,30 m Höhe, und die ausschlüpfenden Fliegen täglich registriert. Leider lassen die in dem betreffenden Tal gemessenen Lufttemperaturen keinen direkten Schluß auf die wirklichen Wärmegrade zu, denen die Puppen im Erdboden ausgesetzt waren, aber die allgemeine Abhängigkeit vom Jahreszyklus geht klar daraus hervor. So bringt, wie zu erwarten, das Einsetzen des kühleren Winters eine Verlängerung der Puppenruhe mit sich, wovon besonders die zu Beginn des Winters (Ende Mai) abgelegten Larven am stärksten betroffen werden. Bei ihnen liegt die mittlere Puppenperiode bei 110 Tagen, mit einem Maximum von 149 und einem Minimum von 93 Tagen. Diese Länge verkürzt sich für die einen Monat später gelegten Larven bereits im Durchschnitt auf 83 Tage, um Anfang August nur noch 57 Tage zu betragen. Das Einsetzen des Sommerwetters läßt die mittlere Puppendauer im Oktober auf 42 Tage fallen, während sie in den Monaten Dezember und Januar das kürzeste Mittel von 35 Tagen erreicht. Durch das schnelle Abfallen der Temperaturen im Mai und dem anschließenden langsamen Anstieg resultiert das plötzliche Massenauftreten der Tsetse im August und September. Auf der anderen Seite beweisen die Versuche, daß eine nie erwartete Puppendauer durch Temperatureinfluß in einem für Glossinen geeignetem

Gebiet erzielt werden kann. Ferner läßt sich an dem starken Ansteigen der Puppenruhe ersehen, daß der Entwicklungsnullpunkt der Art ziemlich hoch liegen muß. Leider ist er auf Grund der vorliegenden Temperaturmessungen nicht zu errechnen. Als Überschlag darf aber gesagt werden, daß er bei einer Außentemperatur von 11 °C liegen wird.

G. pallidipes wie auch die nachfolgende Art legen ihre Larven mit Vorliebe auf sehr humösen, lockeren Böden unter Sträuchern und Büschen ab, deren Zweige nach außen überhängen und so ein schirmartiges, niedriges Schattendach für die Puppen bilden.

b) *Glossina brevipalpis* Newst.

Diese große Tsetsefliege, eine typische Bewohnerin des afrikanischen Waldes mit teilweise sehr dichtem Unterwuchs, hat keine zusammenhängende Verbreitung im Zululand wie die *pallidipes*. Einerseits reicht ihr geschlossenes ostafrikanisches Verbreitungsgebiet über Portugiesisch-Ostafrika, wo sie eine bekannte Erscheinung in den Wäldern des Maputo-Flusses ist, bis in den nördlichsten Zipfel des Zululandes hinein. Die Art wird hier im Ndumu-Wildreservat und im angrenzenden Oberlauf des Pongolo bis etwa 50 km nach Süden in geringer Dichte angetroffen. Dann folgt eine Lücke von etwa 100 km, und erst wieder in den dichten Hochwäldern des Hluhluwe-Wildschutzgebietes ist sie im Verein mit *G. pallidipes* in beträchtlicher Dichte zu finden. Vereinzelte *brevipalpis* sind auch noch weiter südlich in dem Galeriewald des Schwarzen Umfolosi gefangen worden.

Diese Art ist eng an den Wald mit hohem Baumbestand gebunden, so daß für ihre Ausbreitung die meist sehr schmalen Galeriewälder der Flüsse einen nicht genügenden Schutz darstellen. Es ist bei dieser Art nicht so sehr die Frage der Luftfeuchtigkeit oder das Verlangen nach offenem Wasser, was sie vor der Buschsteppe Halt machen läßt.

Für die Epidemiologie der Nagana spielt diese Art infolge ihrer Verbreitung nur eine sehr untergeordnete Rolle. Da sie ihre Brutgebiete so gut wie nie verläßt, kommt sie kaum mit dem Vieh in den Savannen in Berührung. Da das Vorkommen im Hluhluwe-Reservat im Laufe des Bekämpfungsfeldzuges seiner Ausrottung entgegengeht, bleibt als einziger, noch möglicher Gefahrenpunkt die Gegend südlich des Ndumu-Reservats übrig.

Der Jahreszyklus dieser Tsetse gleicht sehr dem von *pallidipes*, die gleichen zeitlichen Höhepunkte in der Fliegendichte wurden festgestellt. Dasselbe gilt für die Verlängerung der Puppenruhe während der Wintermonate, die auf 100 Tage ansteigen kann.

c) *Glossina austeni* Newst.

Diese kleine, gelbliche Tsetseart stellt auch im Zululand bei einer gut ausgebauten Fliegenkontrolle noch ein großes Problem dar, was ihre Lebensgewohnheiten und Verbreitung anbetrifft. Erst in allerletzter Zeit rundet sich das Bild ihrer Verbreitung ab, und es zeigt sich, daß diese Art viel weiter als vermutet verbreitet ist und daß die scheinbar iso-

lierten Areale ihres Auftretens doch in gewissem Zusammenhang miteinander stehen. *G. austeni* ist bisher nur an vier, weit voneinander getrennten Stellen (zwischen Mombasa und Tanga, um Mocambique und Beira, sowie im Zululand) im östlichen Afrika gefunden worden. Die versteckte Lebensweise dieser Fliege läßt aber erwarten, daß bei systematischer Suche noch weitere Fundorte hinzukommen, und daß es sich eventuell sogar um eine geschlossene Verbreitung entlang der Küste Ostafrikas handelt.

G. austeni ist die Spezies der *morsitans*-Gruppe, welche die größten Ansprüche an Luftfeuchtigkeit und Schatten stellt. Sie kommt in dieser Beziehung der west- und zentralafrikanischen *G. palpalis* sehr nahe. Sie hält sich stets nur im Küstenstrich auf, an keiner Stelle wurde sie mehr als 100 km weit im Inland gefangen. Ihre Brutgebiete sind der dicke und undurchdringliche Busch, meist in Verbindung mit offenem Wasser, das auch nur ein kleiner Tümpel zu sein braucht. Die Ausdehnung des Dickichts spielt dabei keine Rolle.

So wurde diese Art neuerdings in Ostwasiland nördlich des Usutu-Flusses festgestellt, und zwar in den Tälern, die nach Osten ablaufen; ferner im Südteil Portugiesisch-Ostafrikas in den Urwäldern des Maputo-Gebietes. Im Zululand wurde *austeni* gefunden am Unterlauf des Pongolo- und Ingwavuma-Flusses, in den Galeriewäldern des unteren Mkusi-, Umsineni-, Hluhluwe- und Nyalasi-Flusses, wo die Art ihre südliche Grenze erreicht. Weitere Fundstellen sind die Dickichten an den Sibayi- und Nkovokweni-Seen nahe der Küste.

Die Larven werden unter gefallenen Baumstämmen, im geschützten Winkel überhängender Bäume und Palmen abgelegt. Sehr selten wurden Puppen an den für *pallidipes* typischen Plätzen gefunden.

Über die Länge der Puppenruhe liegen noch keine genauen Ergebnisse vor, ebenso über die jahreszeitliche Fliegendichte. Eine Tatsache ist auffällig, daß die Dichte in gleichwertigen Brutgebieten zu den gleichen Jahreszeiten verschieden hoch sein kann. Ferner ist die Ausbreitungsfähigkeit der Fliege und ihr schnelles Eindringen in neue Jagdgebiete entlang der Galeriewälder bemerkenswert.

II. Überwachungsmethoden

Es darf wohl gesagt werden, daß das Zululand das am besten ausgebaute Überwachungssystem von allen Tsetsegebieten Afrikas besitzt, was ständig gemäß den Anforderungen und neuen Erfahrungen noch verbessert wird. Die angestrebte Ausrottung der Tsetse erzeugt mit dem Fortschreiten des Feldzuges immer neue Probleme, deren größtes wohl das genaue Feststellen der äußerst geringen Fliegendichte in den behandelten Arealen darstellt.

a) Harris-Fliegenfalle

Eine Beschreibung dieses Fallentyps erübrigt sich, da sich bereits Abbildungen in allen Büchern über Tsetsefliegen befinden (siehe z. B.

Zumpt, S. 105). Die Harris-Falle war ursprünglich für die ständige Niederhaltung der *G. pallidipes* in den Wildreservaten des Zululandes im Jahre 1931 in den Dienst gestellt worden. Der Gedanke dabei war, möglichst viele Tsetsefliegen wegzufangen, was bei dem niedrigen Entwicklungspotential dieser Gruppe zu deren Dezimierung führen mußte. In der Tat waren die Anfangserfolge sehr vielversprechend, so fingen die ersten im Jahre 1931 aufgestellten 90 Fallen im Monat Mai 244 930 Fliegen im Umfolosi-Gebiet, was einen Durchschnitt von 2726,4 je Falle und Monat bedeutet. Die gewünschte Abnahme der Fliegendichte trat im Laufe von 5 Jahren ein, um dann plötzlich wieder in die Höhe zu gehen und zu einer Kalamität von nie gesehenem Ausmaß zu werden. Die Harris-Falle war nur ein Scheinerfolg. Wohl fing sie ungeheure Summen von Tsetsefliegen, doch lange nicht genug, um eine wirkliche Reduzierung herbeizuführen. Sie war gerade an dem Höhepunkt einer Gradation eingesetzt worden und täuschte so einen Riesenerfolg vor, an dem sie nur zu einem kleinen Prozentsatz beteiligt war.

Andererseits hat sich die Falle aber von großem Wert für die Feststellung der Fliegendichte, besonders in der ersten Zeit des Feldzuges erwiesen. Ihr Vorteil besteht darin, daß sie nur eine sehr geringe Wartung braucht, aber einen ständigen Registrierapparat in schlecht zugänglichen Gegenden abgibt. Andererseits birgt sie viele Nachteile: Sie ist nur von sehr schwacher Wirkung gegen *G. brevipalpis* und *austeni*. Die Höhe ihrer Fänge hängt stark ab von dem Zustand der Juteverkleidung, wobei sich alte Fallen als gänzlich unwirksam selbst gegen *pallidipes* erweisen können (Abb. 9). Drittens wird die Falle unzuverlässig, sobald die Fliegendichte unter eine bestimmte Größe fällt, was im Laufe der Bekämpfung eingetreten ist.

Die Zahl der Fallen ist aus diesem Grunde mit dem Fortschreiten der Bekämpfung ständig reduziert worden. Zur Zeit operieren noch 1875 Fallen vom Ndumu-Reservat bis zum Umfolosi, die in naher Zukunft weiterhin zugunsten der Locktiere abgebaut werden.

b) Locktiere

Die Harris-Falle hatte in Versuchen gezeigt, daß sie bei Anwesenheit von Vieh oder Wild wegen deren Anziehungskraft bedeutend größere Fänge tätigt. Noch genauer jedoch läßt sich die anfliegende Zahl der Glossinen ermitteln, wenn die Fliegen direkt an den Locktieren gefangen werden. So verhielten sich in den Experimenten die an einem Tage von einem Lockrind direkt gefangenen Fliegen zu denen einer Harris-Falle plus Locktiere etwa wie 1500 zu 20.

Von dieser großen Lockwirkung der Rinder wurde nun im Gegensatz zu der in anderen Teilen Afrikas angewendeten „Boy-Fliegenrunde", wo jedes Anlockmittel vermieden wird, um die möglichst absolute Fliegendichte zum Studium der Ökologie festzustellen, Gebrauch gemacht, da es galt, die immer dünner werdende Tsetsepopulation und schließlich überhaupt nur noch das Vorhandensein der Fliegen aufzuzeigen. In der Praxis

arbeiten gewöhnlich zwei zahme Rinder in einer Gruppe zusammen, die von zwei besonders geschulten Eingeborenen geführt werden. Die Gruppen sind am zeitigen Vormittag und in den späten Nachmittagsstunden im Gelände, wo sie langsam durch den Busch wandern oder auch an bestimmten Punkten für eine Weile haltmachen. Die Boys haben die Aufgabe, alle anfliegenden Stechfliegen, also nicht nur Glossinen, wegzufangen, wodurch eine gewisse Kontrolle über ihre Tätigkeit ausgeübt wird. Die einzelnen Gruppen arbeiten nach einer festgelegten Zeittafel in einem monatlichen Turnus und verbleiben je nach der Ausdehnung 3—9 Tage in den verschiedenen Tälern. Die Locktiergruppen eines Distriktes stehen unter der Aufsicht eines Europäers, der auch die Fänge registriert. Im ganzen arbeiten 85 Locktiergruppen im Tsetsegebiet von etwa 3000 qkm, wobei aber bei weitem nicht das ganze Areal von ihnen abpatrouilliert wird. Die gemachten Fänge werden als monatlicher Fliegenquotient $\left(\frac{f}{t}\right)$ für die einzelnen Täler oder Abschnitte registriert, worin f die Anzahl der Fliegen und t die in dem bestimmten Areal verbrachten Tage darstellen. Es muß erwähnt werden, daß die Locktiere auch in den Wildreservaten zuverlässig arbeiten, und, was *pallidipes* oder *brevipalpis* anbetrifft, tatsächlich in der Lage sind, die letzten Fliegen anzuzeigen.

Sicher verleitet die Anwendung von Lockrindern zu dem Einwand, daß die Höhe des so festgestellten Tsetseauftretens sich ohne weiteres in den einzelnen Distrikten nicht vergleichen läßt, da die Anwesenheit von Wild und der Sättigungsgrad der Fliegen unberücksichtigt bleibt. Hierzu muß gesagt werden, daß darauf bei der Locktiermethode bewußt verzichtet wird. Erstens können diese Faktoren auch bei allen anderen Fangverfahren nie ganz ausgeschaltet werden und zweitens handelt es sich oft darum, eine so extrem geringe Fliegendichte noch aufzuzeigen, wo sämtliche anderen Methoden bisher versagt haben.

Es darf nicht unerwähnt bleiben, daß die Erfahrung einen schwächeren Wirkungsgrad der Lockrinder auf *G. austeni* gelehrt hat. Diese Tatsache scheint die Beobachtung von SOUSA NAPOLES (1930) in Portugiesisch-Ostafrika zu bestätigen, wonach diese Art in dichten Wäldern mit sehr vielen Wildschweinen häufig ist. Versuche mit Hausschweinen als Locktiere sind in Vorbereitung [1]).

c) Puppensuche

Ein systematische Suchaktion in den Buschabschnitten, wo eine Brutmöglichkeit für Glossinen bestehen konnte, wurde das erstemal in der Geschichte der Tsetsefliegenbekämpfung im Zululand durchgeführt.

---

[1]) Versuche während der Drucklegung dieses Artikels haben gezeigt, daß die Anlockwirkung des Kleinen schwarzen Eingeborenenschweins etwa dreimal so groß ist wie die eines Rindes; was gleichzeitig auch bestätigt, daß Wildschweine die Hauptnahrungsquelle der *austeni* darstellen.

Vorweg sei bemerkt, daß hierbei überraschende Ergebnisse zutage traten, die den augenblicklichen Feldzug im neuen Licht erscheinen ließen, ja seinen Erfolg erst möglich machten.

Das Festlegen der Brutgründe auf Grund der Puppen- oder Puppenhüllenfunde ist ein langsamer Prozeß und eine Aufgabe von Jahren. Die beigefügte Karte ist das Ergebnis von dreieinhalb Jahren Arbeit, wobei ungefähr 3500—4000 qkm Tsetsebusch durchsucht werden mußten. Die Aktion wird ständig fortgeführt. Die hierbei angewendete Technik ist folgende: Eine Gruppe von geschulten Eingeborenen, bestehend aus 6 bis 10 Mann und einem Aufseher, durchsiebt systematisch die oberste Erdschicht (bis 4 cm tief) der als Brutstellen in Frage kommenden Plätze und sammelt alle sich zeigenden Fliegenpuppen und Puppenhüllen an einem siebenstündigen Arbeitstag. Der tägliche Fund wird dann von Europäern auf Tsetsepuppen untersucht und das Ergebnis für die einzelnen Täler oder deren Abschnitte in gleicher Weise als ein Quotient registriert, der sich zusammensetzt aus der Anzahl der Puppen oder Puppenhüllen je Boy und Tag. Die resultierenden Zahlen lassen sofort erkennen, ob es sich erstens um ein Brut- oder Jagdgebiet handelt und zweitens, was noch wichtiger ist, ob es sich um ein Dauerbrutgebiet oder um eine sekundäre Brutstätte handelt. Erst hierdurch konnte über die Eingliederung verschiedener Areale Klarheit erlangt werden. So hat die Puppensuche z. B. offenbart, daß der Ngotshe-Farmdistrikt im Norden ein echtes Brutgebiet mit geringer Intensität ist, während die Ntambanana-Niederlassung trotz großer Fliegendichte und günstiger Buschverhältnisse nur ein Zerstreuungsgebiet für die Fliegen aus dem Umfolosi-Reservat darstellt.

Die gefundenen Brutgründe wurden nun in drei verschiedene Grade eingeteilt. Erstens in Gebiete von geringer Brutintensität, in denen der Puppenquotient von 0—10 reichte, zweitens Gebiete mit hoher Intensität (über 10—100) und drittens wurden alle Areale mit Zahlen über 100 als „sehr hohe" Brutintensität davon herausgehoben. Wegen der Kleinheit des Maßstabes sind auf beigefügter Karte (Abb. 1) die Kategorien zwei und drei miteinander verschmolzen worden. Die Ergebnisse zeigen nun, daß die drei südlichen Wildschutzgebiete als Abschnitte mit hoher bzw. sehr hoher Fortpflanzungstätigkeit von den übrigen Teilen des Landes abstechen und daß der Quotient sehr schnell an ihren Grenzen fällt, teilweise bis auf Null. Demgemäß stellt das Umfoloso-Dreieck das Gebiet mit der höchsten Brutrate dar. Das Mittel bilden Täler mit den Zahlen um 100, während einige Abschnitte mit Werten über 200 (Extrem = 237) hervorragen. Im Hluhluwe-Reservat ist eine Zweiteilung zwischen dem *pallidipes*- und *brevipalpis*-Vorkommen zu machen. Beide Werte liegen unter den Zahlen für Umfolosi, im Mittel um 30 für *pallidipes* und 40 für *brevipalpis* mit den maximalen Werten von 85,1 bzw. 178,4. Die Brutintensität im Mkusi-Reservat ist noch niedriger mit einem Mittel um 12 und dem höchsten Wert von 30,0. Alle übrigen Brutgebiete außerhalb der Wildreservate erwiesen sich zur Gruppe mit geringer

Intensität gehörig. Die höchsten Zahlen für *pallidipes* wurden hierbei in einigen Tälern des Ngotshe-Distriktes mit knapp über 4 erreicht.

Die für *austeni* gesammelten Zahlen bewegen sich bislang alle unter 3, nur auf einer Farm am Nordende der False-Bai wurde vor kurzem ein Brutplatz mit dem Index 65 entdeckt.

Neben dem Festlegen der Brutgebiete hat die Puppensuche aber ferner noch den Zweck, nach den einzelnen Bekämpfungen an Hand der gefundenen, gesunden Puppen eine noch eventuell vorhandene Bruttätigkeit aufzuweisen, wonach sich im Verband mit den Locktier- und Fallenfängen die weiteren Bekämpfungsmaßnahmen zu richten haben.

E. Bekämpfung

Zeitlich mit dem katastrophalen Anstieg und der Ausbreitung von Tsetse und Nagana lief die Entdeckung der neuen synthetischen Insektenmittel parallel, die in allen Teilen der Welt nie geahnte Bekämpfungserfolge zeitigten. Eine erstmalige Anwendung von DDT und BHC gegen Tsetsefliegen in einem 25 000 qkm großen Gebiet war ein Unternehmen von nie gewagtem Ausmaß. Wegen der Größe des Raumes schien das Flugzeug das einzig gegebene Mittel zu sein für eine hinreichend schnelle und gleichmäßige Verteilung des Insektizides. Das gesteckte Ziel war eine nach Möglichkeit totale Ausrottung der Glossinen im Zululand.

I. Flugzeugeinsatz

Es erwies sich zu Beginn des Feldzuges als ratsam, erstmals innerhalb des Fliegengebietes ein verhältnismäßig isoliertes Areal auszusuchen, in das nach gelungener Vernichtung nicht sofort wieder die Tsetse aus der Umgebung einwandern und somit das Resultat verfälschen konnte. Zu diesem Zwecke wurde das Mkusi-Wildreservat gewählt, das als ein flaches Gebiet dem Flugzeug keine Schwierigkeiten bot und durch weite Grassteppen im Süden, Osten und Norden, sowie durch den Ubombo-Bergzug im Westen hinreichend gegen Tsetseinvasion geschützt war.

a) DDT-Spritzverfahren

Ausgehend von der Tatsache, daß die weibliche Tsetsefliege alle 10—12 Tage eine Larve produziert und die Puppenruhe im Mittel 30 bis 40 Tage dauert (nach damaliger Kenntnis), wurden vom Dezember 1945 drei Spritzungen des Mkusi-Gebietes in Abständen von 14 und 21 Tagen durchgeführt. Hierdurch sollten bei den ersten beiden alle Tsetseimagines abgetötet werden, während die letzte Spritzung im Verband mit dem residuellen Effekt den neu schlüpfenden Fliegen vernichten sollte.

Zur Anwendung gelangte eine DDT-Emulsion von 5 % para-para-Isomer-Gehalt, die von zweimotorigen Anson-Flugzeugen durch speziell veränderte Venturi-Düsen in einer Rate von 117,5 l je Minute verstäubt wurden. Das bedeutete 5,6 l Emulsion je Hektar oder 0,72 kg para-para-Isomer-DDT, wobei man mit einer Breite des Sprühregens von etwa 65 m rechnete. Die Festlegung der Werte geschah rein empirisch, er-

wies sich aber als richtig und wirkungsvoll, was durch die Abtötung der in Gazekäfigen ausgesetzten Fliegen bewiesen wurde. Im ganzen wurde bei diesem ersten Experiment eine Fläche von 10 500 ha gespritzt.

Der Erfolg dieses ersten Versuches war kein sehr großer, die Fliegendichte fiel nur von einem wöchentlichen Fang von 8000 auf 1000 und blieb dann für lange Zeit auf dieser Höhe stehen. Die dem Verfahren anhaftenden Mängel waren noch sehr groß, so tötete der hauptsächlich auf der Oberseite der Blätter sich niederschlagende Sprühregen nicht die im Versteck sitzenden Tsetsen vollständig ab. Die für den Versuch gewählte Gesamtzeitspanne von sechs Wochen erwies sich als nicht lang genug, um sicher zu sein, daß inzwischen alle Puppen, die zu Beginn der Spritzung im Boden waren, geschlüpft waren. Als erschwerendes technisches Moment kam hinzu, daß in der einförmigen Buschlandschaft ein zeitraubendes Markierungssystem am Boden angewendet werden mußte, um den Piloten die Parallelflüge von 65 m Abstand zu ermöglichen.

b) Aerosol-Methode

Um eine bessere Durchdringung des dicken Busches zu erreichen und gleichzeitig den Piloten das Einhalten des Flugkurses leichter zu machen, wurde im August 1946 das sogenannte „Aerosol"-Verfahren angewendet. Das flüssige Insektizid, wovon das Flugzeug 900 l in besonderen Tanks fassen kann, wird hier vermittels seiner Schwerkraft in den Anfangteil der um 1,80 m nach hinten verlängerten Auspuffrohre geleitet. Durch die Hitze der Auspuffgase, die an der Einlaufstelle zwischen 710 und 713 ° C beträgt, wird das Mittel verflüchtigt und als dichter weißer Rauch ausgestoßen.

Das hierbei benutzte Bekämpfungsmittel besteht aus einer Auflösung von DDT in einer Mischung von Toluol- und Dieselöl, so daß eine Konzentration von 16 % para-para-Isomer erreicht wird. Je Minute und Flugzeug werden 44 l der Mischung verbraucht. Das bedeutet, bei einer angenommenen Breite des Rauchstreifens von 65 m resultiert eine Ausschüttung von 329 g para-para-DDT je Hektar. Die Rauchschwaden töten die Tsetse, andere Dipteren, Ameisen usw. schon nach ganz kurzer Einwirkung ab, während Vögel und andere Wirbeltiere keinerlei Beeinträchtigung erfahren. Die Flugzeuge fliegen beim Einsatz in einseitig gestaffelter Formation mit einem Abstand von 65 m dicht über die Baumwipfel hinweg, wobei gleichzeitig bis zu 6 Maschinen zusammen operieren (Abb. 3). Der von den beiden Auspuffrohren entweichende Rauch vereinigt sich kurz hinter dem Flugzeug zu einer breiten Säule und sinkt in den Busch hinab (Abb. 4), wo er eine geschlossene Nebellage bildet, die sich bei absoluter Windstille eine gute halbe Stunde halten kann, wodurch die Gewähr für eine hundertprozentige Abtötung der Tsetsefliegen gegeben ist.

Ein gewisser schwacher Punkt haftet der Methode insofern an, als sie nur bei verhältnismäßig ruhiger Luft angewendet werden kann,

Abb. 3. Drei Flugzeuge im Einsatz über dem Mkusi-Reservat vergasen Aerosol in der Morgendämmerung. Man beachte, wie sich im Hintergrund die Rauchstreifen bereits zu einer geschlossenen Nebeldecke vereinigt haben

Abb. 4. Blick vom Flugzeug nach hinten. Der von den zwei Auspuffrohren ausgestoßene Aerosolrauch schließt sich kurz hinter der Maschine zu einer Säule zusammen, die dann in den Busch hinabsinkt und sich dort verbreitet

da bei stärkerem Wind sich die Rauchschwaden zu schnell auflösen und nicht genügend lange und gründlich den Busch durchdringen. Ferner wirkt sich die thermodynamische Luftbewegung, die tagsüber durch Erhitzen des Bodens entsteht, ungünstig auf die Entwicklung einer DDT-Nebeldecke aus, da die vertikalen Luftströmungen sehr schnell den niedergehenden Rauch zerteilen. Die frühesten Morgenstunden, von der Dämmerung bis etwa 7.00 Uhr, an bedeckten Tagen auch noch später, stellen die günstigste Zeit für die Vernebelung dar, was eine genügend lange Zeit für die Flugzeuge ist, um ein Tagespensum zu erledigen. Im Mittel darf man im Zululand nur mit 3—4 Tagen je Woche rechnen, wo wirklich günstige Bedingungen für das Aerosol-Verfahren bestehen.

So erfolgreich sich auch die Anwendung des normalen Flugzeuges im flachen und hügeligen Gelände erwies, so versagte es doch ganz in den tief eingeschnittenen Tälern des Hluhluwe-Gebietes und einigen Teilen des Umfolosi. Ferner existieren davon abgetrennt kleine und isolierte Abschnitte, die den Einsatz auch nur einer Maschine nicht rechtfertigen. Um diesen Schwierigkeiten gerecht zu werden, wurden weitere Ergänzungsverfahren für die Verwendung der Bekämpfungsmittel ausgearbeitet und in die Praxis umgesetzt.

II. Rauchbomben

So wurden erstmals alle V-Täler, in denen Flugzeuge nicht mehr operieren konnten, mit DDT-Rauchbomben behandelt, die nach dem Prinzip der Nebelbomben gebaut wurden. Ihre Zusammensetzung war:

DDT : 75 % para-para-Isomer . . = 52 %
Puderzucker . . . . . = 36 %
Natriumchlorat . . . . . = 12 %

Die Füllung einer Bombe bestand aus 453 g obiger Mischung, was einen Gehalt von 163 g para-para-DDT ergibt.

Die Rauchbomben kamen nun in der Weise zum Einsatz, daß sie von Trägerkolonnen in oft sehr unzugänglichem Gelände in einem Abstand von etwa 65 m voneinander verteilt und angezündet wurden, was ungefähr 3 Bomben je Hektar entspricht. Aus gleichem Grunde wie bei der Aerosol-Methode wurden wieder nur die frühen Morgen- oder auch späten Abendstunden kurz vor Sonnenuntergang benutzt. Die Bomben lieferten einen ähnlichen Rauch wie die Flugzeuge, der erzielte Erfolg stand aber hinter dem des Flugzeuges weit zurück. Wenn auch in weiten Abschnitten die Fliegendichte stark reduziert wurde, so konnte doch in keinem Einsatzgebiet eine vollständige Ausrottung der Tsetse erzielt werden.

Die nachteiligen Effekte der Rauchbomben bestanden erstens darin, daß sich das DDT hauptsächlich auf dem Buschwerk in Nähe der Bomben niederschlug, wodurch eine unregelmäßige Verteilung resultierte. Weiterhin zeigten die Rauchschwaden, besonders in den eingeschnittenen Tälern, die Tendenz, schnell zu deren Sohle zu strömen, wodurch die höher gelegenen Teile nur eine für die Abtötung der Fliegen ungenügende

Bedeckung erfuhren. Im Laufe des Feldzuges wurden deshalb die Rauchbomben allmählich fallen gelassen und das

III. Staubverfahren

in Anwendung gebracht. Hierbei wurde das Bekämpfungsmittel als 5prozentiges technisches DDT mit Talkumpuder als Trägersubstanz im Busch zerstäubt, wobei ungefähr 7 kg auf den Hektar gelangten. Zur Anwendung gelangten zuerst auf dem Rücken getragene Pulverzerstäuber nach dem Blasebalgprinzip (Abb. 5), welche auch später noch in schwierigem Gelände beibehalten wurden. In besser gangbaren Ab-

Abb. 5. Eingeborene mit Rückenspritzen zerstäuben DDT-Pulver im Hluhluwe-Reservat

schnitten wurden kleine Motorzerstäuber angewendet, die für die speziellen Anforderungen besonders konstruiert worden waren und leicht auf dem schmalsten Pfad bergauf und -ab bewegt werden konnten, bzw. sich auch ebenso gut in nicht zu hohem Gras manövrieren ließen. Ein kleiner Benzinmotor, gekoppelt mit einer Zerstäuberpumpe und Fülltank sind auf einem schmalen Gestell montiert, das auf einem einzigen Ballonrad ruht (Abb. 6 u. 7). Vorn und hinten hat das Gefährt ein weit ausholendes, gebogenes Gestänge, mit dem es von der Bedienungsmannschaft ohne große Mühe gleichzeitig gezogen und geschoben werden kann. Diese kleinen Zerstäubereinheiten haben sich selbst in verhältnismäßig steilen Gebirgstälern sehr gut bewährt, so daß es wohl nicht vermessen erscheint, diese in der afrikanischen Wildnis geborene Idee

Abb. 6. Der einrädrige Motorzerstäuber mit Bedienungsmannschaft

Abb. 7. Der Motorzerstäuber bei der Arbeit im typischen *brevipalpis*-Busch des Hluhluwe-Reservats. Der Nachschub des DDT-Pulvers in diesem schwierigen Gelände geschieht mittels Trägerkolonnen

eventuell auch für die Bekämpfung von Forstschädlingen in ungängigem Gelände anderer Breiten zu empfehlen.

Das Stäubeverfahren ist ein nur verhältnismäßig langsamer Prozeß. Wenn ihm auch ein ziemlicher residueller Effekt zugeschrieben werden muß, so birgt er doch Nachteile in sich. Gegenüber den Rauchbomben bedeutete er zwar einen gewissen Fortschritt, doch wurde auch hier nie der gleiche Wirkungsgrad wie mit dem Flugzeug erzielt.

IV. Hubschrauber

Einen weiteren Fortschritt im Kampf gegen die Glossinen und gleichzeitig die Ausschaltung der beiden soeben beschriebenen Verfahren brachte der Einsatz von Hubschraubern, die seit Dezember 1948 vor-

Abb. 8. Der Hubschrauber bei einem Probeflug. Man beachte das schnelle Niedergehen der Rauchsäule und deren Ausbreitung am Boden

läufig ihre Tätigkeit im Hluhluwe-Reservat aufgenommen haben. Zur Zeit operieren ihrer drei in diesem Gebiet. Sie stellen in der Tat das ideale Mittel dar, um schlechthin in jedem Geländetyp die Tsetse anzugehen, und die Aerosol-Methode erlebt hier durch sie ihre Vollkommenheit. Der von der waagerecht arbeitenden, dreiteiligen Trag- und Triebschraube erzeugte Windzug nach unten und hinten preßt die Rauchsäule in gewünschter Weise und Konzentration in den Busch (Abb. 8). Mit der Einführung des Hubschraubers sind somit alle Schwierigkeiten, die sich der Tsetsebekämpfung im Gebirge entgegenstellten, mit einem Male beseitigt worden.

In diesem Zusammenhang ist noch zu erwähnen, daß seit etwa einem Jahre das Aerosol-Verfahren eine wesentliche Abänderung erfahren

hat, die sich darin ausdrückt, als das DDT durch BHC (Hexachlorcyclohexan) ersetzt worden ist. Verschiedene Erwägungen spielten hierbei eine Rolle. So ist die Toxidität von BHC bei sehr kurzer Einwirkung bedeutend größer als die von DDT. Auf der anderen Seite hat die Erfahrung gezeigt, daß dem residuellen Effekt des DDT bei der angewendeten Verdünnung keine nennenswerte Rolle zukommt. Der um ein Viertel niedrigere Preis von BHC sprach ebenfalls zu dessen Gunsten.

Neben dem direkten Angriff auf die Glossinen schließt der Feldzug noch verschiedene Maßnahmen mittelbarer Art ein.

V. Dippen

Um in der Endphase des Vernichtungskampfes die immer seltener werdenden, umherschweifenden Tsetsefliegen außerhalb der Wildschutzgebiete zu erfassen, wurde das periodische Dippen (Baden) des gesamten Rinderbestandes des nördlichen Zululandes in DDT-haltigen Bädern eingeführt. Benutzt wird hierbei eine DDT-Emulsion (E 20) mit 20 % para-para-Isomer, die als 0,5 % Anteil der normalen Badeflüssigkeit zugesetzt wird, welche aus Wasser und 0,16 % Natriumarsenat besteht. Das seit Jahrzehnten bestehende Arsendippverfahren gilt der Niederhaltung der viele Rinderkrankheiten übertragenden Zecken. Jedes Stück Rindvieh hat alle sieben Tage durch ein solches Bad zu schwimmen. Der neuerliche Zusatz von 0,1 % aktivem DDT (beim Nachfüllen der Badetanks wird die Konzentration auf 0,2 % erhöht) ist dazu gedacht, die verstreuten Glossinen beim Aufsuchen ihrer Nahrungsquelle in Gebieten abzutöten, wo der Einsatz des Aerosol-Verfahrens nicht gerechtfertigt ist. Im ganzen Fliegengürtel stehen 140 solcher Badetanks zur Verfügung, durch welche täglich über hunderttausend Rinder vom Morgengrauen bis zur Abenddämmerung getrieben werden.

Die Einwirkung des DDT-Bades auf die Glossinen ist zwar unmittelbar nicht zu ermessen. Versuche haben allerdings gezeigt, daß im Fell genügend Wirkstoff haftenbleibt, um noch nach Tagen die sich zum Saugen niederlassenden Glossinen abzutöten. Vielmehr läßt sich aber die Wirksamkeit des Dippens auf alle anderen Fliegenarten deutlich erkennen, denn die so gebadeten Herden bleiben bemerkenswert fliegenfrei.

VI. Buschbereinigung

Die alte, aber kostspielige Methode der Buschausrodung, die schon mit großem Erfolg vor dem ersten Weltkrieg zur Bekämpfung der Schlafkrankheit in Ostafrika angewendet wurde, spielte als ergänzender Faktor im Zulu- und Swasiland eine bedeutende Rolle. Ausgehend von der Erkenntnis, daß besonders die beiden südlichen Wildschutzgebiete (Umfolosi und Hluhluwe) eine ständige potentielle Gefahrenquelle der Fliegenausbreitung sind, hatte man bereits vor Einsatz des Bekämpfungsfeldzuges begonnen, diese Gebiete von den umliegenden Weiden durch eine 1—1,5 km breite Rodungsbarriere zu isolieren. Der so geschaffene freie Grasstreifen erwies sich aber bald als nicht breit genug und er

mußte auf 3—3,5 km ausgedehnt werden, damit er nicht mehr von der Tsetse überflogen werden konnte. Im ganzen sind auf diese Weise etwa 330 qkm, zum Teil dichtesten Hochwaldes um die Wildreservate des Zululandes gerodet worden. Die Stubben werden dabei mit aus der Erde gezogen oder verbrannt, um ein Wiederausschlagen zu verhindern. Fernerhin ist im Swasiland südlich des Ingwavuma ein gleichartiger Rodungsstreifen von etwa 160 qkm gelegt worden, um der Ausbreitung der *pallidipes* nach Norden einen Riegel vorzulegen.

Neben der Anlegung dieser Barrieren liefen örtliche Rodungen, die in bestimmten, schwer verbuschten Farmgebieten (z. B. Ngotshe-Distrikt) die schattenspendende Vegetation in den vorher festgestellten Brutgründen so weit reduzierten, daß der Tsetse jegliche Fortpflanzungsmöglichkeit genommen wurde. Genaue Flächenangaben über diese Rodungsart lassen sich schwer geben, nach Schätzungen handelt es sich hier um weitere 100—150 qkm.

In neuester Zeit werden Versuche mit sogenannten „selektiven Unkrautzerstörern" unternommen, um im dichten Küstenbusch die Brutplätze der *austeni* einzudämmen. Es handelt sich hierbei um Hormonpräparate, die eine spezifische Wirkung auf bestimmte Pflanzengruppen haben.

VII. Wildabschuß

Wie die Anschauung in ganz Afrika lehrt, sind die Tsetsfliege und das Wild nicht zu trennen, denn dieses bildet nach wie vor die Hauptnahrungsquelle für den Blutsauger, aber gleichfalls auch das Reservoir für eine dauernde Ansteckung mit Trypanosomen. Nichts liegt also näher, als die Tsetse durch Abschuß oder Vertreibung des Wildes auszurotten.

Wohl hatten auch die in früheren Zeiten hier gemachten Erfahrungen gezeigt, daß durch Zerstörung des Wildes eine Dezimierung der Tsetseplage zu erreichen war; und in Südrhodesien hat man weite Landstriche durch diese Methode der *G. morsitans* gänzlich abgerungen.

Als nach dem Versagen der Harris-Falle zu Beginn dieses Jahrzehnts die Viehverluste der Farmen und Eingeborenen in katastrophale Höhen stiegen, entschloß man sich schweren Herzens, das Umfolosi-Reservat, welches stets das Hauptbrutzentrum gewesen war, mit Ausnahme des seltenen Breitmaulnashorns, auszuschießen. Diese Aktion nahm etwa drei Jahre von 1943—1946 in Anspruch, und Zehntausende Stück Wild wurden zur Strecke gebracht. Zu gleicher Zeit wurde um die anderen Wildschutzgebiete ein noch heute bestehender Sperrgürtel gelegt, der das Wild am Übertritt auf die Farmen und Weidegründe der Eingeborenen hindern soll. Diese letztgenannte Aktion, welche mit verhältnismäßig wenigen eingeborenen Jagdboys und ein paar Europäern durchgeführt wurde, hat einen bemerkenswerten Erfolg. Das Wild lernt sehr bald die Gefahrenzonen meiden und der hier getätigte Abschuß ist insofern für die Reservate von Nutzen, als er bei Abwesenheit von großem Raubzeug einer Übervölkerung vorbeugt.

Das Ausschießen des Umfolosi-Dreiecks hat aber noch ein anderes Gesicht. Nach einem gewissen Anfangserfolg blieb die Dichte der *pallidipes* plötzlich konstant. Gleichzeitig mußte man die Erfahrung machen, daß es mit allen Mitteln unmöglich war, die kleinen Antilopenarten und Wildschweine gänzlich zu vernichten. Es trat der Zeitpunkt ein, wo sich Abschuß und Nachwuchs die Waage hielten. Und nun zeigte es sich hier, wie auch in anderen Gebieten, daß *G. pallidipes* im Gegensatz zu *G. morsitans* bei weitem nicht so stark an Großwild gebunden ist, wie man immer annahm. Wohl spielen die großen Säuger eine Rolle bei der Fliegendichte, doch ist die Glossinenart fähig, in mäßiger Dichte auch von verhältnismäßig wenigen, kleinen Säugern und anderen Vertebraten zu leben. Diese Erkenntnis und die Einführung der Aerosol-Methode beendeten endlich den Massenabschuß des Wildes. Interessant ist zu bemerken, daß sich das Wild jetzt wieder von dem benachbarten Hluhluwe-Reservat aus zwar langsam, aber stetig im nun nicht mehr gestörten Umfolosi-Gebiet anzusiedeln beginnt, ohne den chemischen Bekämpfungsfeldzug zu beeinträchtigen.

F. Erfolge der Bekämpfung

Wegen der Vielfalt der zur Anwendung gebrachten Bekämpfungsverfahren ist es oft ausgeschlossen, deren Anteil am Erfolg herauszustellen. Daß der Aerosol-Methode aber hierbei die Hauptrolle zukommt, kann an Hand der Ergebnisse im Mkusi-Reservat, dem Versuchsgebiet, gezeigt werden. Nach dem Teilerfolg des Sprühverfahrens im Dezember 1945, wobei die wöchentlichen *pallidipes*-Fänge von 8000 Stück auf etwa 1000 herabgemindert wurden, war die Zahl im August 1946 wieder auf 1400 gestiegen, als die Aerosol-Methode einsetzte. In diesem zweiten Experiment wurden dem Gebiet acht Behandlungen im Abstand von je 14 Tagen gegeben. Hierdurch wurde eine Zeitspanne von etwa vier Monaten ausgefüllt, wodurch man annehmen konnte, daß alle im Boden vorhandenen Puppen und die daraus schlüpfenden Fliegen getötet werden würden. Das Experiment begann im August und endete im Dezember 1946. Ein steiler Abfall in den wöchentlichen Tsetsefängen trat fast augenblicklich ein. Die Durchschnittsfänge im Dezember waren nur noch fünf bis sechs Fliegen je Woche, was in den ersten Monaten von 1947 anhielt. Mitte des Jahres folgte ein wenn auch schwacher Anstieg auf teilweise über zehn Fliegen je Woche, und der neue Überwachungsdienst mit Locktieren im Verband mit der Puppensuchaktion wies eine zwar schwache, aber noch stetige Fortpflanzungstätigkeit und Aktivität der Tsetse auf.

Aus diesem Grunde wurde im Januar 1947 eine neue Behandlungsserie begonnen, bei der die Zwischenräume der einzelnen Vernebelungen auf drei Wochen bis einen Monat ausgedehnt wurden, so daß mit den acht Behandlungen ein Zeitraum von sieben bis acht Monaten gedeckt wurde. Diese langen Intervalle haben sich als optimal herausgestellt und kamen darauf in allen anderen Teilen des Zululandes zur Anwendung.

Die Überlegung dafür ist an Hand einiger inzwischen klargestellter biologischer Daten folgende: Da man bei der ersten Vernebelung praktisch fast 100 % der vorhandenen Fliegen abtötet, hat man es bei den nachfolgenden Behandlungen nur noch mit den frisch geschlüpften Imagines zu tun. Es nimmt den Weibchen je nach Jahreszeit 25—35 Tage, um die erste Larve zu produzieren, so daß sie auch bei den langen Abständen noch vor diesem Zeitpunkt abgetötet werden.

Die dritte Vernebelungsserie endete im September 1948. Die letzte *G. pallidipes* wurde von den Locktiergruppen in der letzten Woche des Juli gleichen Jahres festgestellt und trotzdem inzwischen die Zahl der Gruppen erhöht und ihr Operationsgebiet erweitert wurde, ist bis zum heutigen Tage keine Tsetsefliege dieser Art im Reservat gefangen worden.

Dieser erste örtliche Ausrottungserfolg hat nebenbei noch verschiedene Tatsachen enthüllt, die für die Ausbreitung des Feldzuges sehr wertvoll waren. So ist mit Hilfe der Aerosol-Methode eine Ausrottung der Tsetsefliegen sogar in Gegenwart von großen Wildansammlungen möglich. Im Mkusi-Gebiet leben über 17 000 Antilopen nebst anderem Großwild. Zweitens war es auffällig, daß zu gleicher Zeit wie in dem behandelten Areal, in vielen umliegenden, zum Teil sehr ausgedehnten Gebieten mit hoher Fliegendichte die Tsetsefänge schnell abfielen, und die Glossinen dort schon im Laufe der zweiten Serie verschwanden. Der Puppensuchdienst entlarvte die Abschnitte als typische Jagdgebiete.

Im Laufe des Jahres 1947 wurde die Aerosol-Methode auf alle anderen, als Hauptbrutgebiete festgelegte Abschnitte des Zululandes ausgedehnt, d. h. es wurden nur die Wildschutzgebiete und ausgewählte Teile des Ngotshe-Farmdistrikts und Südwasiland vernebelt. Die Ergebnisse in den Wildreservaten sind in Abb. 9 in graphischer Form dargestellt. Hierzu ist zu bemerken, daß sich das ganze Gebiet südlich des Umfolosi als Jagdgebiet erwies, woraus die Tsetse fast ohne Behandlung verschwand. Die monatlichen Fänge im Umfolosi-Dreieck fielen stetig, und zum ersten Male ist in den letzten vier Wochen (September 1949) in den 420 Fallen und von den 20 Locktiergruppen keine Tsetse gefangen worden. Das Ngotshe-Gebiet lieferte im Spitzenmonat August nur eine Fliege, der September war ebenfalls fliegenfrei.

Eine fallende, aber noch vorhandene schwache Aktivität von *G. pallidipes* und *brevipalpis* in den Gebirgstälern des Hluhluwe-Gebietes wird den Einsatz der Hubschrauber noch für einige Zeit benötigen.

Eine Sonderstellung in der Bekämpfung nimmt *G. austeni* ein. Die Abgelegenheit ihrer Brutgebiete und ihre geringe Dichte ließen sie schlecht in den großen Rahmen des Feldzuges einreihen. Einige von den stets kleinen Brutarealen erhielten eine erfolgreiche Sonderbehandlung. Im großen und ganzen hat sich aber gezeigt, daß *austeni* keine große Rolle bei der Nagana-Übertragung spielt und niemals wie *pallidipes* die Ursache einer Epidemie werden kann. Große Rinderherden, die auch

während der Naganajahre in Nähe der erst jetzt allmählich festgelegten *austeni*-Brutgebiete grasten, wiesen nur vereinzelte Erkrankungen auf und sind seit über einem Jahr absolut naganafrei.

Die Übersicht wäre nicht vollständig, wenn nicht die Frage der mechanischen Übertragungsweise der Nagana durch andere Stechfliegenarten Erwähnung fände. Vereinzelte Fälle von mechanischer Übertragung, die als solche einwandfrei festgestellt werden konnten, kamen im Tsetse-

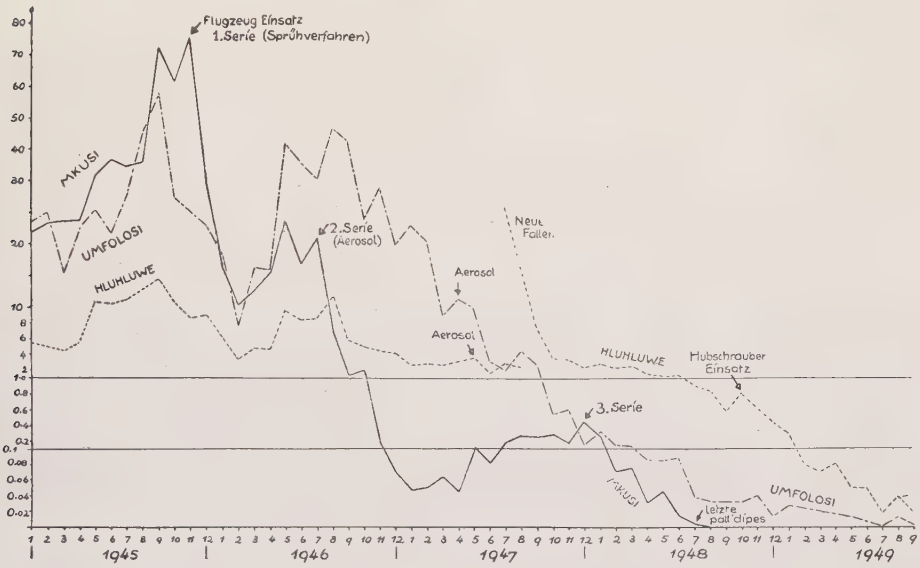


Abb. 9. Die Tsetsefliegenfänge in den drei Wildschutzgebieten je Falle und Monat seit Beginn der Bekämpfungsaktion

gebiet und auch außerhalb desselben vor. In letzterem Falle handelte es sich bei der Ansteckungsquelle um infizierte Rinder, die nach auswärts verkauft wurden. Auf der anderen Seite ist seit dem Verschwinden der *G. pallidipes* aus dem Mkusi-Reservat noch kein Fall von Nagana unter den dort arbeitenden Locktieren und Milchkühen vorgekommen, trotzdem diese sehr oft im engen Kontakt mit dem Wild sind und teilweise mit Antilopenherden zusammen weiden. Die Stechfliegen, wie *Tabanus-, Haematopota-, Pangonia-* und andere Arten sind dank ihres hohen Vermehrungspotentials wieder sehr zahlreich vorhanden, und das Wild zeigt noch eine ziemliche Infektionshöhe mit Trypanosomen. Die hier sich offenbarenden Tatsachen dürfen wohl dahin zusammengefaßt werden, daß eine mechanische Übertragung der Nagana von akut erkrankten auf gesunde Rinder innerhalb einer Herde wohl möglich ist, in der Epidemiologie aber nur eine sehr untergeordnete Rolle spielt. Hingegen sprechen alle Tatsachen dafür, daß die Stechfliegen nicht in der Lage sind, die Nagana vom Wild auf die Haustiere zu übertragen.

Zusammenfassend darf gesagt werden, daß der Feldzug im Zululand den ersten erfolgreichen Versuch darstellt, ein verhältnismäßig großes Areal der

Tsetsefliege abzuringen und die besten Weidegründe Südafrikas uneingeschränkt der modernen Rindviehzucht zur Verfügung zu stellen. Verglichen mit den ungemessenen Millionen Quadratkilometern, welche die Tsetse in Afrika beherrscht, ist das Erreichte im Zululand nur ein erster kleiner Schritt. Das Wichtige an dem Feldzug ist aber nicht die Größe der bereinigten Flächeneinheit, sondern die Tatsache, daß es mit den neuen synthetischen Insektenmitteln, unter Einsatz moderner Technik und bei Berücksichtigung der biologischen Daten des Parasiten möglich ist, diese Geißel der Tropen tatsächlich auszurotten. Ein besonderer Nachdruck ist dabei in jedem Fall auf die Festlegung der Brutgründe zu legen, ohne die jeder chemischen Bekämpfung der systematische Erfolg versagt bleiben wird, da die bisher geübte Feststellung der Fliegendichte nichts darüber aussagt, welche Rolle ein Landstrich im Leben der Tsetsefliegen spielt. So schien vor Beginn der Bekämpfung das etwa 25 000 qkm umfassende Tsetsegebiet des Zululandes ein mehr oder minder gleichwertiges Areal darzustellen, wo auf Grund der Vegetation und Bodenverhältnisse eine ausgedehnte Bruttätigkeit angenommen werden mußte. Die auf weiten Strecken durchgeführte Puppensuche hat aber dann die Größe des Problems zusammenschrumpfen lassen und allein durch Behandlung der Brutgebiete mit einer Ausdehnung von etwa 1000 qkm war es möglich, den erst sehr angezweifelten Erfolg zu erzielen.

Die Verhältnisse in den zentralafrikanischen Gebieten liegen nicht grundlegend anders, nur sind die Ausmaße gewaltiger. Eine systematische Erforschung der Tsetsebrutgebiete dürfte auch dort die gleiche angenehme Überraschung bringen, und einer schrittweisen Ausrottung der Tsetse steht somit im Prinzip nichts im Wege. Ein Teilerfolg wäre schon etwas sehr Großes und würde eine wesentliche Erleichterung für die Fleischversorgung weiter Teile der Welt bedeuten.

G. Schrifttum

1. Du Toit, R. und Kluge, E., The Tsetse Fly Problem and its Control in South Africa. The Vet. Record **59**, 41, 569, 1947.
2. — — The Application of Insecticides by Aircraft to the Control of Tsetse Flies in South Africa. Brit. Sci. News **2**, 20, 246, 1949.
3. Fuller, C., Tsetse in the Transvaal and Surrounding Territories. 9. u. 10. Rep. Dir. Vet. Educ. Res. S. Afr. 317, 1923.
4. Ohne Autor, J. Dept. Agr. Union S. Afr. **10**, 1, 9, 1925.
5. Harris, R. H., Tsetse Studies in Zululand. J. Dept. Agr. Union S. Afr. **5**, 203, 1922.
6. Sousa Napoles, F. M. de, Distribuiçao geografico das Glossinas em Mocambique. Bol. Agr.-Pecuário 97, 1930.
7. Zumpt, F., Die Tsetsefliegen. Jena, Verlag G. Fischer, 1936.

Der Autor möchte hier Herrn Dr. R. du Toit, dem Leiter der Parasitologischen Abteilung Onderstepoort und Organisator der Tsetse-Bekämpfung, seinen verbindlichsten Dank für die Überlassung von Photos und Informationen aussprechen.

Aus dem Entomologischen Institut
der Eidgenössischen Technischen Hochschule in Zürich

Eibildung und Embryonalentwicklung von *Melolontha vulgaris* F. und ihre Auswertung für die chemische Maikäferbekämpfung

von Walter Vogel, Wädenswil

Mit 33 Abbildungen

Inhaltsverzeichnis

Vorwort 538

I. Teil

Der Entwicklungsgang von *Melolontha* 538
A. Das Eistadium 539
B. Das Larvenstadium 540
C. Das Puppenstadium 543
D. Das Imaginalstadium 544

II. Teil

Anatomisch-physiologische Untersuchungen über die weiblichen Geschlechtsorgane und die Entwicklung der Eier 545
A. Untersuchungsmethoden 545
B. Ektodermale Teile des Geschlechtsapparates 547
C. Mesodermale Ausführgänge 549
D. Die Entwicklung der Eier 550
1. Allgemeines 550
2. Germarium 550
3. Die Eier im Vitellarium 554
E. *Corpora lutea* 558

III. Teil

Embryologie 560
A. Literatur 560
B. Untersuchungsmethoden 560
C. Chorion 561
D. Keimhüllen 561
E. Segmentalanhänge 562
F. Entwicklung des Darmes 565
G. Das Nervensystem 566

IV. Teil

Die Beurteilung des Reifezustandes und die Kontrolle der Eiablagen 567
A. Allgemeines 567
B. Käfigversuche 568
C. Beobachtungen auf den Schwärmbahnen 568
D. Die Untersuchung des Geschlechtsverhältnisses 569
E. Die Kontrolle des Gewichtes 574
F. Kontrolle der *Bursa copulatrix* 574
G. Die Bestimmung der Eizahl 575
H. Die Bestimmung des Reifezustandes des untersten Eies 576
I. Kontrolle der *Corpora lutea* 577

Anhang

Prognose für die chemische Bekämpfung 578
Zusammenfassung 579
Literaturverzeichnis 580

Vorwort

Die vorliegende Arbeit aus dem Entomologischen Institut der Eidg. Technischen Hochschule in Zürich wurde in den Jahren 1948 und 1949 unter der Leitung von Herrn Prof. Dr. O. SCHNEIDER-ORELLI ausgeführt.

Nach einer allgemeinen Übersicht über den Entwicklungsgang des Maikäfers wird der Bau der weiblichen Geschlechtsorgane und die Bildung der Eier näher besprochen. Die Frage der *Corpora lutea* erfuhr besondere Beachtung. Ein weiterer Abschnitt befaßt sich mit der Embryologie des Maikäfers. Zum Schluß werden die verschiedenen Methoden, welche zur Beurteilung des Reifezustandes und der Kontrolle der Eiablage verwendet werden können, besprochen und auf ihre Brauchbarkeit für Wissenschaft und Praxis geprüft.

Soweit nichts anderes vermerkt ist, bezieht sich die Arbeit nur auf *Melolontha vulgaris* F. Obwohl nach den Nomenklaturregeln *Melolontha melolontha* L. richtig wäre (COLEOPTERORUM CATALOGUS 1912), wurde die Bezeichnung *M. vulgaris* F. vorgezogen, weil sie in der schweizerischen Literatur gebräuchlicher ist und eine leichtere Unterscheidung von *M. hippocastani* F. erlaubt.

Meinem verehrten Lehrer, Herrn Prof. Dr. SCHNEIDER-ORELLI, schulde ich großen Dank für die wohlwollende Unterstützung meiner Arbeit auf Grund seiner langjährigen Erfahrungen in der Maikäferfrage. Viele Anregungen gab mir auch Herr W. BRAUN, Landwirtschaftslehrer in Wädenswil, wofür ich ihm an dieser Stelle meinen besten Dank aussprechen möchte. Vom 1. Mai bis zum 31. Juli 1948 arbeitete ich im Auftrage der Volkswirtschaftsdirektion des Kantons Zürich am Maikäfer- und Engerlingskataster, wobei mir Gelegenheit geboten war, das Material für die vorliegende Arbeit und viele Erfahrungen über die Biologie dieses wichtigen Schädlings zu sammeln. Für diese großzügige Unterstützung bin ich zu besonderem Dank verpflichtet.

Herrn Prof. Dr. LINDER danke ich für seine wohlwollende Beratung bei der Bearbeitung der statistischen Abschnitte.

Abgeschlossen wurde die Arbeit an der Eidg. Versuchsanstalt für Obst-, Wein- und Gartenbau in Wädenswil. Während der letzten Monate wurde mir von Herrn Dr. F. SCHNEIDER in verdankenswerter Weise Zeit für die Verarbeitung des Materials eingeräumt.

I. TEIL

Der Entwicklungsgang von *Melolontha*

In den Gebieten mit dreijähriger Entwicklung der Maikäfer treten die auffallendsten Schädigungen jedes Jahr in einem andern Zeitpunkt auf: Zuerst frißt der Käfer im Frühjahr die Waldränder kahl, im zweiten Jahr vernichtet er als Engerling bei massivem Auftreten vor

allem den zweiten Grasschnitt; und im letzten Jahr endlich gefährdet er oft vor der Verpuppung noch die Heuernte.

A. Das Eistadium

Ab Mitte Mai des Flugjahres finden wir 10—40 cm unter der Erdoberfläche Häufchen von 10—36 Eiern des Maikäfers. Diese Zahlen werden bei der Besprechung der Ovarien (II. Teil) und der Beurteilung des Reifezustandes (IV. Teil) noch näher erörtert. Frisch abgelegte Eier sind schmutzigweiß und messen 3 mm in der Länge und 2 mm in der Breite. Wie viele andere Insekteneier nehmen sie in der ersten Zeit der Embryonalentwicklung Wasser auf und vergrößern dabei ihr Volumen auf das Dreifache (SCHUCH 1938 a).

1. Die Ansprüche der Eier an die Feuchtigkeit

Vor der Wasseraufnahme sind die Eier für nachteilige Einwirkungen sehr empfindlich. Das Chorion trocknet an der Luft rasch aus und wird dabei spröde. Ein solches Ei zerbricht bereits, wenn es aus 5 mm Höhe auf eine harte Unterlage fällt. Oft ist das Anfassen mit einer Pinzette kaum möglich.

Im Laboratorium bewahrt man die Gelege in diesem Stadium am besten über feuchtem Sand in geschlossenen Glasschalen auf. Dabei ist darauf zu achten, daß kein Ei das andere berührt, damit bei Verpilzung die Infektion nicht zu rasch fortschreitet.

Nach ungefähr 10 Tagen ist die Wasseraufnahme zur Hauptsache beendigt; jetzt ist das Ei bedeutend widerstandsfähiger. Das Chorion ist elastisch. Ein Fall aus 1 m Höhe auf den harten Boden schadet meist nichts. Auch in sehr trockener Luft geht diese Elastizität nicht ganz verloren. Die Embryonalentwicklung läuft selbst unter recht ungünstigen Bedingungen weiter. So schlüpften einige Engerlinge aus Eiern, welche längere Zeit lose in einer Schale auf dem Laboratoriumstisch lagen. Selbst Luftabschluß unter Wasser während einer Woche schadet noch wenig.

2. Die Ansprüche an die Temperatur

Die meisten Autoren geben die Dauer der Embryonalentwicklung mit 40—50 Tagen an, was mit den Freilandverhältnissen übereinstimmt. Genaue Zahlen über die Entwicklungsdauer in ihrer Abhängigkeit von der Temperatur liegen nicht vor, besonders weil es schwierig ist, die nötige Zahl Eier bekannten Alters zu beschaffen.

Das Entwicklungsoptimum liegt etwa bei 17 ° C. Temperaturen über 25 ° C wirken deutlich schädigend, die Junglarven schlüpfen zwar aus, gehen jedoch bald ein. Eine 48stündige Einwirkung von 30 ° C wirkt tödlich. Wie von heranwachsenden Larven (SCHWERDTFEGER 1939 b), so werden auch von den Eiern Temperaturen bis — 4 ° C längere Zeit gut ertragen, größere Kälte tötet aber sowohl Eier wie Engerlinge schon bald ab.

B. Das Larvenstadium

Je nach den klimatischen Bedingungen dauert die Entwicklung vom Ei bis zur Puppe bei *Melolontha vulgaris* F. (= *melolontha* L). zwei oder drei, bei *M. hippocastani* F. zwei bis vier Jahre.

Man unterscheidet zwischen drei-, vier- und fünfjährigen Maikäferzykien, wobei ZWEIGELT 1928 annimmt, daß extreme Witterungsbedingungen den einen Zyklus in den andern überführen können. Es ist eine altbekannte Tatsache, daß in einem bestimmten Gebiet nicht jedes Jahr ein stärkerer Maikäferflug stattfindet, sondern je nach der Entwicklungsdauer nur alle drei, vier oder fünf Jahre. Aber auch in den verschiedenen Gebieten mit gleicher Maikäferentwicklung erfolgt der Flug nicht immer im selben Jahr, so daß praktisch drei Flugstämme mit drei-, vier Stämme mit vier- und fünf Stämme mit fünfjähriger Entwicklung bestehen. Aus Gründen, die bis heute noch nicht abgeklärt sind, vermischen sich die verschiedenen Flugstämme nur ausnahmsweise (SCHNEIDER-ORELLI und BRAUN 1943, ZWEIGELT 1928).

Bis vor kurzem gab es noch keine allgemeinverständliche Bezeichnung für die verschiedenen Stämme. SCHNEIDER-ORELLI 1949 macht daher folgenden Vorschlag:

> „Die Flugjahre bei 3jährigem Zyklus sind mit III, 0 (Basler Flug 0 Rest), III, 1 (Berner Flug mit 1 Rest) und III, 2 (Urner Flug mit 2 Rest) zu bezeichnen. Bei 4jähriger Entwicklungsdauer ist der Restbetrag, der bei der Division der Jahreszahl durch 4 entsteht, durch die arabische Zahl anzugeben, also IV, 0; IV, 1; IV, 2; IV, 3. Auf diese Weise kann jede Konfusion wegen ungleicher Entwicklungsdauer vermieden werden, und die Flugjahrsberechnungen gestalten sich für den 4jährigen Zyklus nicht schwieriger als für den 3jährigen. Nötigenfalls könnten auch andere Zyklen (z. B. II, 0; II, 1 oder V, 0; V, 1; V, 2; V, 3; V, 4) in entsprechender Weise gekennzeichnet werden."

In der vorliegenden Arbeit werden neben den traditionellen schweizerischen Bezeichnungen (Basler-, Berner- und Urnerflug) jedesmal die neuen Bezeichnungen angeführt, um jede Verwechslung zu vermeiden. Außerdem wird noch angegeben, in welchem Jahr der entsprechende Stamm zum letztenmal geflogen ist. Die vollständige Bezeichnung lautet demnach z. B.: Urnerflug 1949 (III, 2).

Der Engerling häutet sich zweimal. Die drei Larvenstadien lassen sich auf Grund der Kopfkapselbreite eindeutig unterscheiden. Die Differenzen zwischen den einzelnen Stadien sind ausreichend, um bei einiger Übung selbst ohne Messungen Verwechslungen zu vermeiden. SUBKLEW 1938 hat eine größere Anzahl Kopfkapseln ausgemessen und dabei festgestellt, daß die Durchschnittswerte für *M.*

Tabelle 1

Kopfkapselbreite in Millimeter der verschiedenen Larvenstadien von *Melolontha hippocastani* und *vulgaris* (SUBKLEW 1938)

Larvenstadium	*M. hippocastani*	*M. vulgaris*
I	2,1—2,58—3,0	2,1—2,69—3,1
II	3,7—4,19—4,8	3,7—4,54—5,0
III	5.7—6,49—7,1	6,2—6,88—7,6

hippocastani etwas kleiner sind als bei *M. vulgaris;* leider genügen die Unterschiede nicht, um für einen einzelnen Engerling die Artzugehörigkeit zu entscheiden.

Eigene Messungen ergaben durchwegs etwas geringere Resultate. Die Unterschiede sind zum Teil gerade so groß, daß die Durchschnitte für *M. vulgaris* den Angaben SUBKLEWS für *M. hippocastani* entsprechen.

Tabelle 2

Messungen der Kopfkapselbreite (in Millimeter) von Engerlingen verschiedener Herkunft und verschiedenen Alters

Fundort	m ü. M.	N	Datum	letzter Flug	Stamm	Kopfkapselbreite
I. Larvenstadium						
M. vulgaris						
* Schwerzenbach . .	430	77	6. 7. 1948	1948	III, 1	2,3—2,58—2,8
+ Ohringen	449	38	1. 9. 1948	1948	III, 1	2,4—2,59—2,8
M. hippocastani						
+ St. Maria	1388	24	20. 8. 1949	1949	IV, 1	2,2—2,38—2,6
II. Larvenstadium						
M. vulgaris						
+ Wülflingen . . .	440	64	8. 9. 1948	1948	III, 1	3,6—4,22—4,5
+ Schwamendingen .	433	24	10. 1937	1937	III, 2	4,0—4,30—4,6
M. hippocastani						
+ Filisur	1018	16	19. 8. 1948	1948	IV, 0	3,8—4,06—4,2
III. Larvenstadium						
M. vulgaris						
+ Metzerlen	531	55	23. 7. 1948	1947	III, 0	6,2—6,57—7,3
* Sulgen	449	17	20. 7. 1948	1946	III, 2	6,3—6,83—7,3
* Wettingen** . . .	415	34	26. 10. 1948	1948	III, 1	5,8—6,28—6,8
M. hippocastani						
+ Filisur	1200	19	19. 8. 1949	1947	IV, 3	6,1—6,40—6,7

+ = Alkoholmaterial; * = lebend gemessen; ** = 2. Häutung schon im Herbst des Flugjahres.

Abb. 1 stellt schematisch den Entwicklungsgang der Maikäfer in den verschiedenen Zyklen dar. Überraschenderweise sind wir über diese Fragen noch nicht ausreichend orientiert. Über die Häutungsdaten in den verschiedenen Zyklen finden sich in der Literatur nur ganz vereinzelte Angaben: SCHWERDTFEGER 1938, ENÉ 1942, BLUNCK 1939.

In allen Zyklen schlüpfen die Junglarven im Laufe des Juli aus. Aus den Literaturangaben geht nun aber nicht hervor, ob die Engerlinge überall schon im ersten Herbst an die Oberfläche kommen und bereits im Flugjahr schaden können, wie dies im dreijährigen Zyklus der Fall ist. Im schweizerischen Mittelland erfolgt die erste Häutung im Spätsommer des ersten Jahres, und die frisch gehäuteten Larven haben noch Gelegenheit, Reserven für den Winter anzulegen. Bei allen andern Zyklen findet die erste Häutung im folgenden Frühjahr statt. Als Ausnahme finden wir bei BLUNCK 1939 die Angabe, daß sich die Engerlinge im Jahre 1938 im Rheinland schon im Herbst des Flugjahres (IV, 2) häuteten. Über den genauen Zeitpunkt liegen aber fast keine Angaben

vor, doch scheint es, daß er stark variiert. SCHWERDTFEGER 1939 gibt in seinem Diagramm S. 242 die erste Häutung beim vierjährigen Zyklus im Juni des zweiten Jahres an, während ENÉ 1942 erwähnt, daß die Engerlinge in seinen Zuchten während des Aufstieges im Frühjahr diese Häutung hinter sich brachten. Das bedeutet Unterschiede von etwa zwei Monaten für den gleichen Zyklus! Die Engerlinge des dreijährigen Zyklus häuten sich im Juni des zweiten Jahres zum zweiten Male (THIEM und STEUDEL 1941), bei vier- und mehrjähriger Entwicklungsdauer anscheinend erst ein Jahr später.

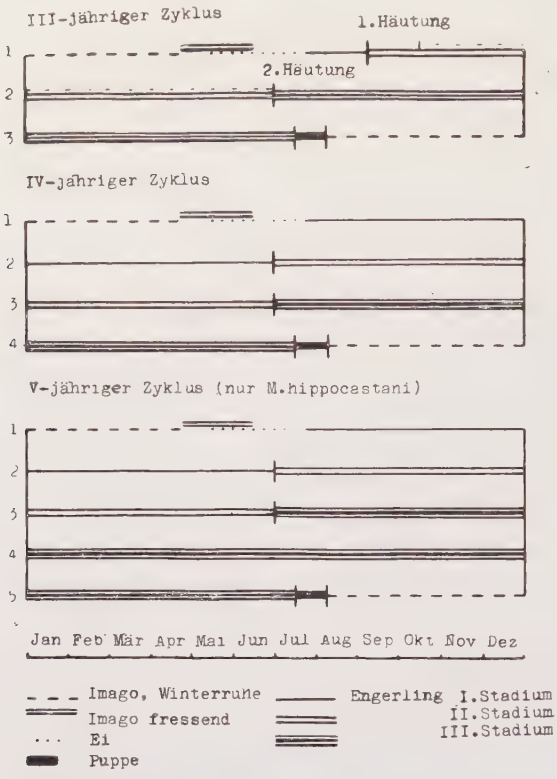


Abb. 1. Schema der Entwicklung des Maikäfers. 3jähriger Zyklus nach eigenen Beobachtungen, 4- und 5jähriger Zyklus nach SCHWERDTFEGER 1928 u. a.

Zwischen der zweiten Häutung und der Verpuppung verstreicht beim drei- und vierjährigen Zyklus ein Jahr, beim fünfjährigen (nur *M. hippocastani*) sind es zwei Jahre (SCHWERDTFEGER 1938).

Im Jahre 1948 konnten an Engerlingen des Bernerfluges (III, 1) 1948 interessante Beobachtungen gemacht werden: Am 10. August wurde in Hirzel (570 m ü. M.) an einem sonnigen Hang der erste Engerling in Häutung gefunden. Am 3. September war die Häutung in vollem Gang und am 8. September in den tieferen Lagen abgeschlossen. An schattigen Hängen des Pfannenstiels (852 m ü. M.) fand man aber am 9. September noch ausschließlich Larven des ersten Stadiums, welche noch überraschend klein waren. Das gleiche war noch 14 Tage später im Prättigau (1246 m ü. M.) der Fall. Wir konnten hier also Verschiebungen um wenigstens einen ganzen Monat feststellen, welche durch Exposition und Höhenlage bedingt sind.

Besonders überraschend ist aber die Tatsache, daß in gewissen Fällen sogar die zweite Häutung im ersten Herbst stattfinden kann. Die folgenden Angaben mögen dies belegen: Am 5. Oktober 1948 wurden in der gleichen Wiese in Hirzel, wo die erste Häutung so früh begonnen hatte, drei Engerlinge des dritten Stadiums festgestellt. Eine Ver-

wechslung mit Larven anderer Flugjahre war ausgeschlossen, da frisch gehäutete Larven leicht von älteren zu unterscheiden sind. Die gleiche Tatsache konnte am 26. Oktober in Wettingen beobachtet werden (Tabelle 2). In einer Wiese in Flaach (350 m ü. M.) überwinterten etwa 10 % der Engerlinge im dritten Stadium. Auch hier handelte es sich um Engerlinge des Bernerfluges von 1948 (III, 1). In den meisten Fällen erfolgte aber die zweite Häutung erst im Juni 1949. Die Vorverschiebung in den Herbst des ersten Jahres muß als Ausnahme angesehen werden; es liegen aber noch wenige derartige Beobachtungen vor. Da in der Schweiz nur an wenigen Stellen der vierjährige Zyklus nachgewiesen ist (SCHNEIDER-ORELLI 1949), kann man diese Verhältnisse hier nicht auf breiter Basis untersuchen. Folgende Beobachtungen aus dem Kanton Graubünden zeigen, daß die Angaben SCHWERDTFEGERS 1938 auch für diese Gebiete Geltung haben.

Am 19. August 1949 fand ich in Filisur auf 1018 m und 1200 m ü. M.:

17 Larven des II. Stadiums (1948 IV, 0),
47 Larven des III. Stadiums (1947 IV, 3),
1 männliche Puppe 1950 (IV, 2 oder III, 0?).

Einen eindeutigen Schluß auf vierjährige Entwicklung lassen nur die Larven des II. Stadiums zu, da wir im August beim dreijährigen Zyklus nur unter günstigsten Bedingungen Larven des II. Stadiums finden können.

Aus den Angaben der Bevölkerung, den Messungen der Kopfkapseln (Tabelle 2) und einzelnen Funden von verrotteten Käfern geht hervor, daß in Filisur *M. hippocastani* überwiegt. Ähnliche Verhältnisse liegen in St. Maria (1388 m ü. M.) im Münstertal vor, wo am 20. August des gleichen Jahres ausschließlich Larven des I. Stadiums gefunden wurden, welche kaum ausgefärbt waren. Auch hier scheint *M. hippocastani* vorzuherrschen; vielleicht fehlt *M. vulgaris* vollständig.

C. Das Puppenstadium

Zur Verpuppung steigt der Engerling ungefähr in die gleiche Tiefe ab wie zur Überwinterung, d. h. 30—40 cm (SCHWERDTFEGER 1939). Kurz vor der Umwandlung wird der Engerling schlaff und weich. Die Farbe des Abdomens geht in ein schmutziges Gelb über. Der Körper streckt sich; nur noch der Kopf und das Ende des Abdomens sind rechtwinklig eingebogen. Wegen der großen Druckempfindlichkeit ist es kaum möglich, verpuppungsreife Engerlinge ohne Beschädigung zu transportieren. Nach etwa vier Tagen erfolgt im Freiland die Verpuppung, und

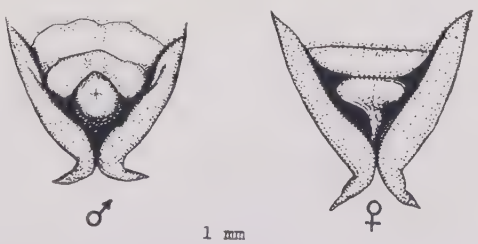


Abb. 2. Puppe von *Melolontha vulgaris* F. Ansicht der letzten Hinterleibssegmente von unten

drei Wochen später schlüpft der junge Maikäfer. Abb. 2 zeigt, wie man nach der Ausbildung der letzten Abdominalsegmente der Puppe die beiden Geschlechter unterscheiden kann. Außerdem ist die Größe der Fühleranlagen verschieden.

D. Das Imaginalstadium

Der Käfer, welcher eben die Puppe verlassen hat, verharrt bis zum Frühjahr am selben Ort. In der zweiten Hälfte April steigt er an die Erdoberfläche (ENÉ 1942). Bei den ersten Ausflügen wiegen die Männchen vor, später die Weibchen (SCHNEIDER-ORELLI 1947, S. 146). In der ersten Hälfte Mai erfolgt der Reifungsfraß an den eben austreibenden Bäumen des Waldrandes. Mitte Mai kehren die Weibchen aufs Feld zurück zur Eiablage (erster Rückflug, Legeflug). Hier graben sie sich 20—40 cm tief in den Boden ein und legen ihre Eier in Häufchen von 10—36 Stück. Je nach Witterung kehren die Weibchen nach 2 bis 6 Tagen an den Waldrand zurück (zweiter Ausflug) zu einem zweiten Reifungsfraß. Allerdings scheint es, daß ein großer Teil der Weibchen nicht mehr an den gleichen Waldrand zurückkehrt, sondern zwischenhinein größere oder kleinere Wanderungen unternimmt (Zwischenflüge). Nach anderthalb bis drei Wochen erfolgt eine zweite Eiablage, später unter günstigen Bedingungen noch eine dritte. Die Zahl der Käfer wird inzwischen stark reduziert.

MEUNIER 1929 stellte fest, daß die Käfer je nach ihrem Entwicklungszustand anders auf die Umweltverhältnisse, besonders die Belichtung, reagieren. Wird ein Käfer im Winter ausgegraben, so möchte er sich möglichst rasch wieder im Boden in Sicherheit bringen. Schwärmreife Käfer reagieren anders; sie werden während der abendlichen Dämmerung unruhig und fliegen auf. Dieser Schwärmtrieb verschwindet nach einigen Tagen, erscheint aber bei den Weibchen kurz vor der Eiablage wieder. MEUNIER 1929 hat die Maikäfer auf Grund dieser Aktivitätsformen in „Kategorien" eingeteilt. In Tabelle 3 sind seine Begriffe den sonst üblichen Phasenbezeichnungen gegenübergestellt.

Tabelle 3

Entwicklungsphasen der Maikäfer
(Kategorien nach MEUNIER 1929)

Bezeichnung der Phase (nach verschiedenen Autoren)	Bezeichnung der Käfer in der betreff. Phase (nach MEUNIER 1929)
Überwinterung	Primärer Erdkäfer
1. Aus- oder Waldflug	„ Waldflieger
1. Reifungsfraß oder 1. Fraßperiode	„ Fraßkäfer
1. Rück-, Feld-, Ablage- oder Legeflug	„ Feldflieger
1. Ablage	Sekundärer Erdkäfer
2. Aus- oder Waldflug	„ Waldflieger
2. Reifungsfraß oder 2. Fraßperiode	„ Fraßkäfer
2. Rück-, Feld-, Ablage- oder Legeflug	„ Feldflug
2. Ablage	Tertiärer Erdkäfer
3. Aus- oder Waldflug	„ Waldflieger
usw.	usw.

II. TEIL

Anatomisch-physiologische Untersuchungen über die weiblichen Geschlechtsorgane und die Entwicklung der Eier

Die Geschlechtsorgane des Maikäfers wurden schon früher untersucht. Die erste Arbeit stammt von STRAUS-DURCKHEIM aus dem Jahre 1828. Die einzelnen Teile des weiblichen Geschlechtsapparates wurden hier richtig erkannt. Auf den Zeichnungen von SCHWERDTFEGER 1928 und auf der Wandtafel von LEUCKART sind dagegen Anhangdrüse und Samentasche miteinander verwechselt.

Die äußere Gliederung wird klar, wenn man frische Ovarien in Kalilauge stark mazeriert. Es bleiben dann nur die chitinisierten, also ektodermalen Teile übrig. Abb. 3 zeigt die entsprechende Skizze. Allerdings kann die Anhangsdrüse nach dieser Behandlung nicht mehr genau untersucht werden.

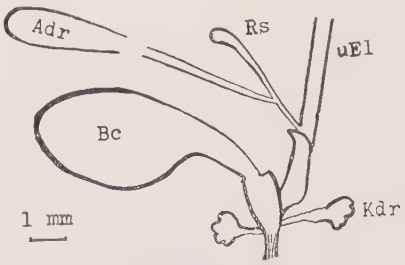


Abb. 3. Ektodermale Teile des weiblichen Geschlechtsapparates nach der Mazeration mit Kalilauge.
Bc = *Bursa copulatrix*; Rs = *Receptaculum seminis*; uEl = unpaarer Eileiter; Adr = Anhangsdrüse; Kdr = Kittdrüse

A. Untersuchungsmethoden

1. Sezierverfahren

In diesem Abschnitt wird beschrieben, nach welchen Verfahren die Käfer für die nachfolgenden Untersuchungen seziert wurden. Bei größeren Serien ist man auf ein rasches Verfahren angewiesen, wenn in kurzer Zeit brauchbare Resultate erzielt werden sollen.

a) Feldmäßiges Verfahren

Will man nur den Stand der Eientwicklung feststellen, so faßt man den Käfer mit Daumen und Zeigefinger vom Rücken her, wobei das Abdomen gegen das Handinnere liegt. Durch kräftigen Druck auf den Thorax wird der Käfer getötet. Mit Daumen und Zeigefinger der rechten Hand faßt man dann das letzte Hinterleibssegment und bricht hinter dem Metathorax den Körper entzwei, wodurch die Ovarien freigelegt werden.

Wünscht man gleichzeitig auch den Zustand der *Bursa copulatrix* kennenzulernen, so führt man die Zerlegung in der Weise weiter, daß Daumen und Zeigefinger der linken Hand nachher das erste Hinterleibssegment fassen, so daß durch sorgfältiges Ziehen das Abdomen zwischen dem zweit- und drittletzten Segment getrennt werden kann, worauf die *Bursa* zum Vorschein kommt.

b) Laboratoriumsverfahren

Zur Präparation von Ovarhälften ohne Ausfuhrgänge geht man anfangs vor wie beim Freilandverfahren. Dabei darf die rechte Hand nicht zu weit vorne fassen. Sobald die Ovarien freiliegen, läßt die rechte

Hand los, während die noch freien Finger der Linken dafür sorgen, daß sich die geöffnete Spalte nicht wieder schließt. Mit der Pinzette oder einem feinen Häkchen kann man dann die Terminalfäden freimachen und schließlich die beiden Ovarhälften einzeln vorsichtig herausziehen, nachdem man sie in der Gegend der paarigen Eileiter mit der Pinzette angefaßt hat.

Wünscht man dagegen die ganzen weiblichen Geschlechtsorgane herauszupräparieren, so faßt die linke Hand den Käfer wie beim ersten Verfahren, während die Rechte die Spitze der Präparierschere seitlich zwischen dem zweitletzten Bauchsegment neben der Afteröffnung einführt. Dann schneidet man an den Körperseiten beidseitig nach vorn und setzt die Schere wieder am Ausgangspunkt an, um flach unter der Bauchdecke vor der Afteröffnung auf die andere Seite durchzuschneiden. Jetzt wird die ganze Bauchdecke von hinten nach vorn in zwei Längshälften geteilt, welche nach vorn geklappt und mit dem Zeigefinger der Linken festgehalten werden. Mit einem feinen Häkchen löst man dann die Terminalfäden und die Tracheen längs der Ovariolen, schneidet mit der Schere rings um den After herum und trennt den Darm vom Geschlechtsapparat. Das Häkchen macht jetzt die *Bursa* frei und zieht zum Schluß das ganze Organ heraus.

Die Sektion dauert bei einiger Übung nicht mehr als zwei Minuten und liefert Präparate, die meist noch unter der Binokularlupe gereinigt werden müssen.

2. Fixierung und Aufbewahrung

Bei den vorliegenden Untersuchungen wurden die Ovarien meist nach CARNOY (§ 226) und zum Teil nach BOUIN (§ 305) fixiert (ROMEIS 1943) und in 70prozent. Alkohol aufbewahrt. Beide Fixierungsarten eignen sich aber für größere Eier nur beschränkt. Vor der Überführung ins Paraffin ist es zweckmäßig, den Geschlechtsapparat in seine Einzelteile zu zerlegen. Für das Studium der Eientwicklung erhält man die klarsten Bilder, wenn man isolierte Ovariolen einschließt. Chitinisierte Teile werden vor der Überführung mit Diaphanol (ROMEIS 1943, § 2300) aufgeweicht.

3. Überführung in Paraffin

Die Überführung in Paraffin erfolgte in der gewohnten Weise: Alkoholreihe, Methylbenzoat, Benzol, Paraffin. Es ist darauf zu achten, daß keine Temperaturen über 60° C verwendet werden. Besonders der Dotter der Eier leidet stark.

4. Die Färbung

Für die Kernfärbung wurde saures Hämatoxilin nach EHRLICH (ROMEIS 1943, § 666) verwendet. Entgegen der Vorschrift wurde aber überfärbt, dann mit Säurealkohol differenziert und mit Ammoniakalkohol gebläut. Für die Gegenfärbung wurde Erythrosin verwendet. Die Rotfärbung wurde damit klarer und schärfer als mit dem sonst gebräuchlichen Eosin (ROMEIS 1943, § 660).

B. Die ektodermalen Teile des weiblichen Geschlechtsapparates

1. Die Begattungstasche, *Bursa copulatrix*

Wir haben es hier mit dem am kräftigsten chitinisierten Teil des ganzen Geschlechtsapparates zu tun. Während der Kopulation wird der Penis des Männchens in diese Tasche eingeführt. Hier wird der Spermatophor mit den Spermien deponiert. Vor der Kopulation ist die *Bursa* ganz unscheinbar; ihre Wände liegen eng aneinander. Kurz nach der Begattung ist die Tasche stark aufgetrieben und erscheint weiß. Nach einigen Tagen beginnt sich der Spermatophor zu zersetzen, nachdem die Spermien in die Samentasche übergewandert sind. Nach etwa drei Wochen ist die *Bursa* kaum größer als vor der Kopulation, fällt aber durch ihre dunkelbraune Färbung auf. Sowohl nach dem äußeren Aussehen als auch nach der anatomischen Struktur können wir eine weite Tasche und einen Ausführgang unterscheiden. Die Innenchitinisierung ist beim Ausführgang weit stärker ausgebildet und in komplizierte Falten gelegt (Abb. 4 c und Abb. 5). Die kräftige Ringmuskulatur schließt die Tasche nach außen völlig ab.

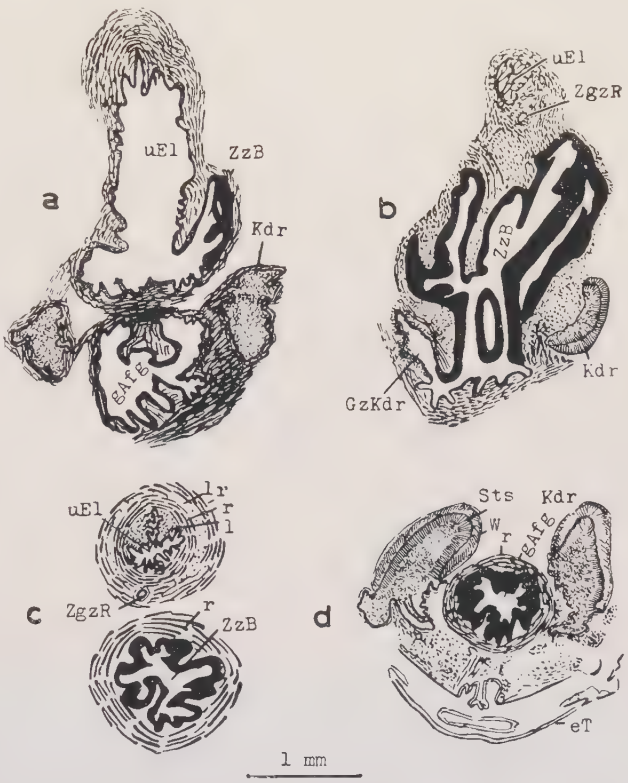


Abb. 4. Ektodermale Teile des weiblichen Geschlechtsapparates. a) Frontalschnitt; b) schräger Längsschnitt; c) Querschnitt durch den unpaaren Eileiter und Zuführgang zur *Bursa copulatrix*; d) Querschnitt durch den gemeinsamen Ausführgang von *Bursa copulatrix* und unpaarem Eileiter, Kittdrüsen. — uEl = unpaarer Eileiter; ZzB = Zuführgang zur *Bursa*; gAfg = gemeinsamer Ausführgang von *Bursa copulatrix* und unpaarem Eileiter; ZgzR = Zuführgang zum *Receptaculum seminis*; r = Ringmuskulatur; l = Längsmuskulatur; Kdr = Kittdrüse; W = Wand der Kittdrüse, Epithel mit hohen, schlanken Zellen; Sts = Stäbchensaum (Chitin); eT = eingestülptes Tergit; GzKdr = Gang zur Kittdrüse

2. Der unpaare Eileiter

Dieser stark muskulöse Schlauch hat die Aufgabe, die ausgewachsenen Eier nach außen zu befördern. Abb. 4 c zeigt, wie

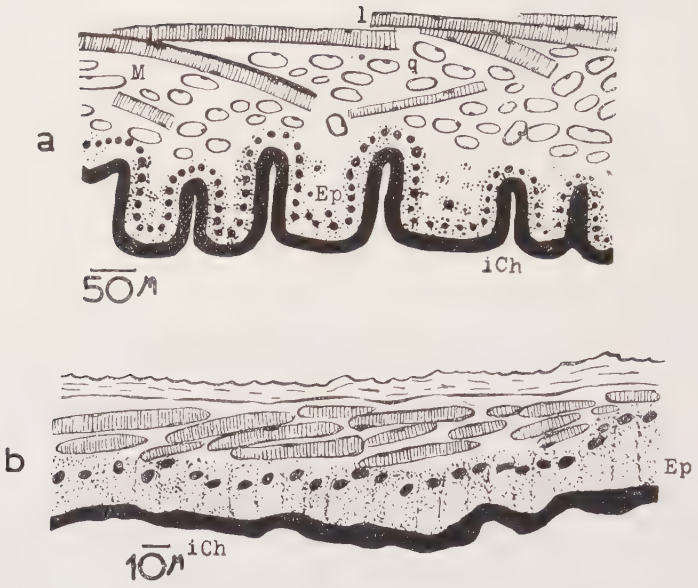


Abb. 5. Wandung der *Bursa copulatrix*.
a) leer; b) gefüllt (stärker vergrößert). — iCh = Innenchitinisierung; Ep = Epithel; M = Muskulatur; l = Längsfasern; q = Querfasern

die chitinisierte Innenwand charakteristisch T-förmig gefaltet ist. Zwei kräftige Längsmuskelstränge folgen dem Schlauch. Außen finden wir einen weiteren Längsmuskel zwischen zwei Schichten von Ringmuskeln. Diese starke Muskulatur preßt den Schlauch im Ruhezustand zusammen, daß kein Lumen bleibt.

3. Die Samentasche, *Receptaculum seminis*

Nach der Kopulation wandern die Spermien aus der Begattungstasche in das *Receptaculum seminis*, welches in den unpaaren Eileiter mündet (Abb. 6).

Die Samentasche ist ein schlanker, mit starker Innenchitinisierung versehener Schlauch, der hinten blind endigt. Abb. 6 zeigt die Anordnung der Muskulatur, welche die Aufgabe hat, während der Eiablage die Spermien in den unpaaren Eileiter zu pumpen. Beim Kontrahieren des Muskelstranges wird das Volumen der Tasche durch die stärkere Krümmung verkleinert.

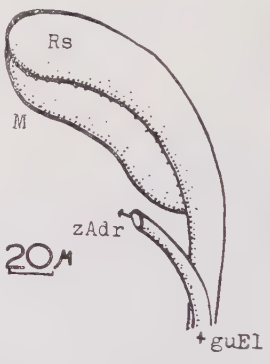


Abb. 6. *Receptaculum seminis*, Totalansicht.
guEl = Gang zum unpaaren Eileiter; zAdr = Gang zur Anhangsdrüse; M = Muskulatur für die Entleerung der Tasche; Rs = *Receptaculum seminis*

4. Die Anhangsdrüse

Vom Ausführgang der Samentasche zweigt ein weiterer Schlauch ab, welcher zu der langen, schlanken Anhangsdrüse führt, deren Sekret die Aufgabe hat, die Spermien während ihres Aufenthaltes in der Samentasche zu ernähren. Abb. 7 b erläutert die Funktion der Drüse: Während die äußern Zellen noch intakt sind, verwandeln sich die innern in das Sekret, welches sich im Drüsenlumen ansammelt. Die Anhangsdrüse weist weder eine Innenchitinisierung noch Muskulatur auf.

5. Die Kittdrüsen

Zu beiden Seiten des gemeinsamen Ausführganges von unpaarem Eileiter und *Bursa copulatrix* finden wir die Kittdrüsen. Ihr Aufbau ergibt sich aus Abb. 4 d. Der Hohlraum des Organs wird von einem körnigen Sekret ausgefüllt. Nach außen folgt ein dichter Stäbchensaum, welcher von der Chitinlamelle ausgeht. Die dicke Wand wird durch hohe, schlanke Zellen gebildet.

C. Die mesodermalen Ausführgänge

1. Paariger Eileiter

Der unpaare Eileiter teilt sich an seinem oberen Ende in zwei Arme, die paarigen Eileiter. Diese sind nicht mehr ektodermalen Ursprungs, was wir daran erkennen, daß die Wände nicht chitinisiert sind. Wir finden innen ein stark in Falten gelegtes, einschichtiges Epithel. Darum herum legt sich eine starke Muskelschicht, welche im Ruhezustand die ganze Röhre so zusammendrückt, daß kein Lumen bleibt. Beide paarigen Eileiter sind gewunden, wie dies Abb. 8 schematisch darstellt. Die Länge der Ovariolen ändert sich ständig, wobei die Windungen der paarigen Eileiter als Ausgleich dienen.

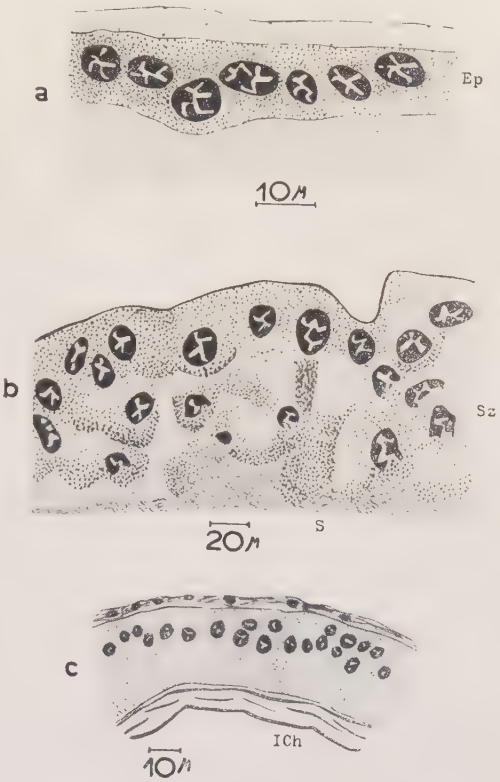


Abb. 7. a) Wandung des Eikelches; b) Drüsenepithel der Anhangsdrüse in Tätigkeit; c) Wandung des *Receptaculum seminis*. — Ep = Epithel; Sz = Sezernierende Zone; S = Sekret; ICh = Innenchitinisierung

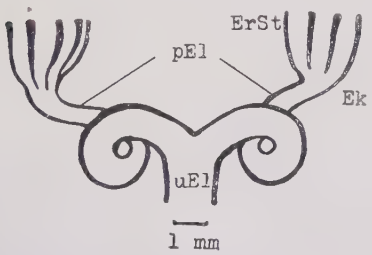


Abb. 8. Paarige Eileiter (schematisch). uEl = unpaarer Eileiter; pEl = paarige Eileiter; Ek = Eikelch; ErSt = Eiröhrenstiele

2. Die Eikelche

An ihren Enden erweitern sich die paarigen Eileiter zu den Eikelchen. Es sind die Ansatzstellen der Eiröhrenstiele, welche zu den einzelnen Ovariolen führen. In diesem Gebiet ist die Muskulatur nur schwach entwickelt, sie vermag das Lumen nicht mehr zusammenzudrücken. Die Eikelche, wie auch die Eiröhrenstiele sind von einem wachsähnlichen Sekret ausgefüllt, welches sich mit Eosin färben läßt. Die Wände weisen starke Falten auf.

3. Die Eiröhrenstiele

Die Verbindung zwischen den Eikelchen und den Ovariolen wird durch die Eiröhrenstiele hergestellt, welche die Aufgabe haben, die reifen Eier weiterzuleiten. Im Normalzustand sind es enge Röhren mit gefalteten Wänden. Bei der Eiablage können diese Schläuche stark gedehnt werden. Die Muskulatur ist in diesem Gebiet nicht besonders kräftig ausgebildet. Man muß daher annehmen, daß eine allgemeine Kontraktion des Abdomens mithilft, die Eier in den unpaaren Eileiter zu befördern.

D. Die Entwicklung der Eier

1. Allgemeines

Wir unterscheiden verschiedene Möglichkeiten der Eientwicklung bei Insekten (nach WEBER 1933, S. 485):

1. Panoistischer Typus
2. Meroistischer Typus
   a) Polytrophe Entwicklung
   b) Telotrophe Entwicklung.

Beim panoistischen Typus wird die Ernährung der heranwachsenden Eier ganz von den Zellen des Follikelepithels übernommen. Bei den beiden meroistischen Typen entstehen eigentliche Nährzellen. Diese liegen in polytrophen Ovarien zwischen den heranwachsenden Eiern, während sie beim telotrophen Typus in der Endkammer zurückbleiben.

Interessanterweise ist die Ordnung der Coleopteren in dieser Hinsicht nicht einheitlich (WIELOWIEYSKI 1908). Die vorliegende Arbeit soll die Frage entscheiden, wie die Verhältnisse bei *Melolontha* liegen.

Eine Ovariole besteht im wesentlichen aus dem Germarium (Endkammer, Keimlager) und dem Vitellarium (Eiröhre); dazwischen liegt die Keimzone. Beim telotrophen Typus zerfällt das Germarium in das Keimlager und die Nährkammer.

2. Das Germarium

Von außen gesehen erscheint das Germarium als zylinderförmiges Gebilde, welches oft leicht gebogen ist und in einen zarten Faden, das Terminalfilament (Endfaden), ausläuft. Die sechs Germarien einer Ovarhälfte liegen dicht aneinander. Der Endfaden reicht bis an die Grenze von Thorax und Abdomen heran und ist dort fixiert. Die Ovarien sind demnach gleichsam an ihren Enden zwischen Thorax und Geschlechtsöffnung aufgehängt. Der Endfaden und die Windungen in den paarigen Eileitern sorgen für die nötige Elastizität. Im Germarium können drei verschiedene Zellelemente vertreten sein:

1. Zukünftige Eizellen
2. Zukünftige Nährzellen
3. Zukünftige Follikelepithelzellen.

Sämtliche Autoren, die mit den Ovarien von *Melolontha* gearbeitet haben, sind sich darüber einig, daß man in den oberen Partien des Germariums nur einen Typus von Zellen erkennen kann. Zellteilungen wurden noch nie beobachtet, was allerdings noch nicht heißt, daß sie nicht doch vorkommen.

In den unteren Abschnitten des Germariums, in der Keimzone, ändert sich das Bild. Mollison 1904 und Wielowieyski 1908 sprechen

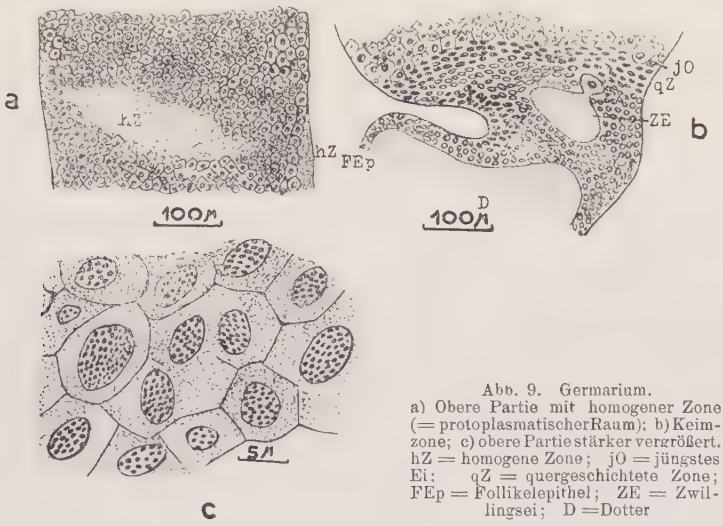


Abb. 9. Germarium.
a) Obere Partie mit homogener Zone (= protoplasmatischer Raum); b) Keimzone; c) obere Partie stärker vergrößert. hZ = homogene Zone; jO = jüngstes Ei; qZ = quergeschichtete Zone; FEp = Follikelepithel; ZE = Zwillingsei; D = Dotter

von der „quergeschichteten" Zone. Die Zellkerne sind hier kleiner und besser färbbar als weiter oben (Abb. 9 c). Sie sind im großen ganzen quer zur Längsachse der Ovariole orientiert. Zellgrenzen können keine festgestellt werden.

In dieser „quergeschichteten" Zone treffen wir die jüngsten Eistadien an. Im obern Gebiet der Keimzone können wir sie kaum von den normalen Zellen unterscheiden. Sobald sie in die eigentliche quergeschichtete Zone treten, beginnen sie sich zu differenzieren. Der erste erkennbare Unterschied liegt darin, daß der Plasmahof um den Kern herum größer geworden ist und scharfe Grenzen aufweist. Beim weiteren Heranwachsen sowohl des Plasmahofes als auch des Eikernes stellen sich die benachbarten Kerne senkrecht zum Rand des Plasmahofes. Wegen der Volumenzunahme des jungen Eies müssen sich die Kerne der „quergeschichteten" Zone auf eine immer größere Oberfläche verteilen, was zur Folge hat, daß die Kernschicht, welche das Ei umgibt, immer dünner wird, bis sie schließlich zum eigentlichen einschichtigen Follikelepithel geworden ist.

Damit wäre dargestellt, was normalerweise zu beobachten ist. Es sind aber noch zwei Spezialfälle hervorzuheben, welche auch von den früheren Autoren erwähnt werden (Mollison 1904, Tur 1920):

a) Die „homogenen Zonen" im Germarium (=protoplasmatischer Raum [WIELOWIEYSKI 1908]).

An gewissen Stellen (MOLLISON 1904, S. 537, fand sie meist unten, sie sind aber auch oben anzutreffen) finden wir im Germarium an Stelle der normalen wabigen Zellstruktur kernlose Protoplasmapartien, welche mit Kernfarbstoffen deutlich gefärbt werden können. MOLLISON 1904 gibt an, er hätte diese Erscheinung nur an sehr alten Ovarien gefunden. Bei den vorliegenden Untersuchungen wurden diese homogenen Stellen sowohl in Ovarien von Käfern angetroffen, welche erst vor kurzem die Puppe verlassen hatten, wie auch bei allen andern Altersstadien. Es fanden sich aber immer wieder Ovariolen, denen diese Erscheinung vollständig fehlte. MOLLISON 1904 weist darauf hin, daß die normalen Kerne in der Nähe dieser homogenen Stellen oft stärker gefärbt sind und auch andere Anzeichen der Degeneration aufweisen. Er nimmt daher an, ein Teil der Kerne zerfalle und diene den heranwachsenden Eizellen als Nahrung. WIELOWIEYSKI 1908 glaubt, es handle sich hier nur um Fixationsprodukte. Gegen diese Behauptung spricht die Tatsache, daß die Erscheinung bei verschiedenen Fixierungs- und Überführungsverfahren festgestellt werden kann, aber immer nur an einem Teil der Ovariolen. Aus derselben Tatsache, daß diese homogenen Stellen oft fehlen, kann man ableiten, daß es sich nicht um eine grundlegend wichtige Erscheinung handeln kann; sonst wäre in den andern Ovariolen eine normale Entwicklung nicht möglich. Man darf daher auf Grund dieser Feststellungen keine allgemeine Theorie über die Entwicklung der Eier ableiten.

b) Die Zwillingseier

Neben den normalen Eiern mit einem Kern und einem runden Plasmahof findet man hie und da solche mit zwei Kernen (s. a. MOLLISON 1904, S. 536). Meist ist in diesen Fällen der Plasmahof nicht rund, sondern er erscheint eingeschnürt (Abb. 9 b), wobei manchmal der eine Kern gerade an der engsten Stelle liegt. In einigen Fällen konnte auch festgestellt werden, daß Epithelkerne zwischen die beiden Zwillingseier einzuwandern suchten (s. a. TUR 1920).

Wenn wir auf Grund dieser Tatsachen das Ovar von *Melolontha* in einen der oben erwähnten Ernährungstypen einreihen, werden wir feststellen, daß nur der panoistische Typus in Frage kommt. Eigentliche Nährkammern, Dottersträngе und Nährzellen fehlen. MOLLISON 1904 fand zwar an einzelnen Stellen sogenannte Nährstränge, welche von der Endkammer zu den jüngsten Eiern führten. Wenn auch unter Umständen solche zarte Gebilde bestehen können, so dürfen sie niemals mit den Dottersträngen der Hemipteren und der adephagen Käfer verwechselt werden. Es besteht zwar die Möglichkeit, daß die von MOLLISON 1904 erwähnten Erscheinungen im Germarium, die homogenen Zonen, den jungen Eiern Material für den Dotteraufbau liefern, doch ist dies keine

feste Regel. Die Strömungsfiguren, welche WIELOWIEYSKI darstellt, erweisen sich beim Vergleich mit unsern mikroskopischen Präparaten als Fixationsprodukte.

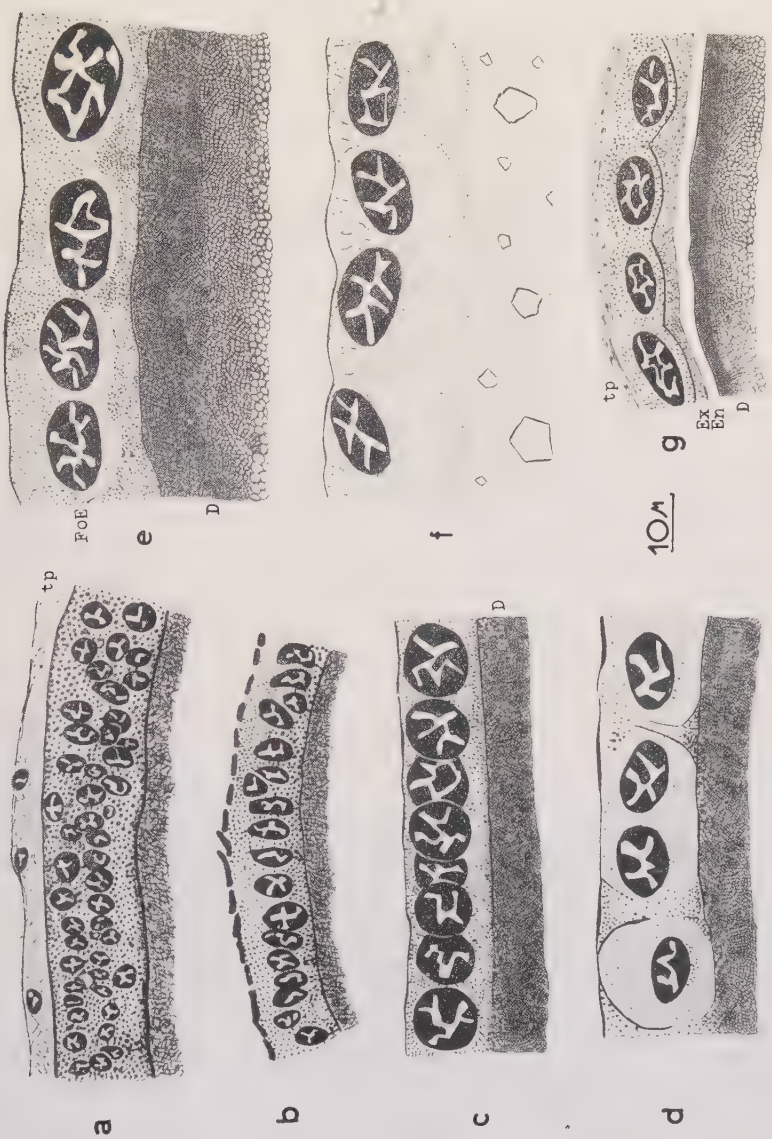


Abb. 10. Veränderungen des Follikelepithels während der Eientwicklung.
a) Das Ei hat die Keimzellen des Germariums eben verlassen; b) das Epithel ist einschichtig geworden, die Kerne sind noch hochoval; c) die Epithelkerne sind rund geworden, im Innern des Eies beginnt sich der Dotter in die Dotterschollen aufzulösen, er verliert die Affinität zu den Kernfarbstoffen; d) Abgrenzung der Epithelzellen; e) das sezernierende Epithel in voller Tätigkeit; f) die Bildung des Dotters ist fast beendigt, keine feingranulierte Zone mehr längs des Follikelepithels; g) Bildung des Chorions. — tp = *Tunica propria* (nicht bei allen Stadien gezeichnet); D = Dotter; FoE = Follikelepithel; Ex = Exochorion; En = Endochorion

Ungeklärt bleibt weiterhin die Frage nach der Herkunft der Follikelepithelkerne. Stellen sie einfach umgewandelte Oozytenkerne dar, oder sind sie in den obern Partien des Germariums zwar schon determiniert, aber noch nicht als Epithelkerne erkennbar?

3. Die Eier im Vitellarium

a) Allgemeines

Im eigentlichen Eischlauch wachsen die Eier bis zur Legereife heran. Für *Melolontha* ist die Bezeichnung Eischlauch nicht anschaulich. Man könnte sich darunter einen kräftigen Schlauch vorstellen, in welchem die heranreifenden Eier nach unten gleiten. Dies ist aber keineswegs der Fall. Die eigentliche Schlauchwandung besteht nur aus der zarten, mit wenigen Muskelfasern versehenen *Tunica propria*. Die Eier gleiten nicht in diesem Schlauch, sondern nehmen diese Haut auf ihrer Wanderung nach unten mit, was schon daraus hervorgeht, daß sich nach der Eiablage in den untern Partien des Vitellariums Überreste der *Tunica propria* der abgelegten Eier ansammeln und dort allmählich mit den eigentlichen *Corpora lutea* der Autolyse verfallen.

b) Das Follikelepithel

Die Ernährung der jungen Eier wird in erster Linie von den Zellen des Follikelepithels übernommen, welche den Dotter sezernieren. Abb. 10 stellt die Veränderungen des Follikelepithels im Verlaufe der Entwicklung eines Eies dar. Aus der mehrschichtigen, kleinkernigen, nicht in Zellen unterteilten Wand entsteht das leistungsfähige, sezernierende Follikelepithel des fast reifen Eies. Das mikroskopische Bild zeigt deutlich die intensive Tätigkeit der Zellkerne.

Wenn das Ei ausgewachsen ist, haben die Follikelepithelzellen noch die wichtige Aufgabe, das Chorion zu bilden. Dies erfolgt in relativ kurzer Zeit. Wenn sich der Käfer zur Ablagestelle begibt, ist das Chorion meist noch nicht entwickelt. Es entsteht erst ganz kurz vor der Eiablage. Deshalb ist es schwierig, von diesem Stadium günstige Schnitte zu bekommen.

Das Chorion besteht aus dem spröden Exo- und dem elastischen Endochorion (s. a. Abschnitt Embryologie).

c) Der Dotter (Abb. 11 a—c).

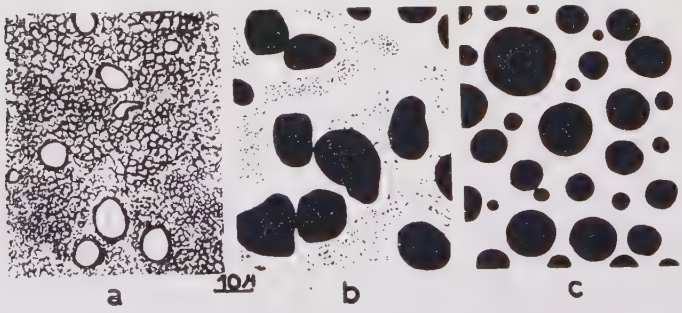


Abb. 11. Die Veränderung des Dotters während der Eientwicklung.
a) Vor der Bildung der Dotterschollen (Dotter läßt sich mit Hämatoxilin färben);
b) Bildung der Dotterschollen, Affinität zu den Kernfarbstoffen verschwunden;
c) Dotter eines ablagereifen Eies

Der Dotter ist am Anfang eine fein granulierte einheitliche Masse, welche Kernfarbstoffe annimmt. Zur gleichen Zeit nehmen aber die in diesem Zustand sehr großen Oozyten-

kerne die Kernfarbstoffe nicht auf, weshalb sie bei der gewöhnlichen Hämatoxilin/Eosinfärbung rot erscheinen. Wenn das Follikelepithel einschichtig wird, vollzieht sich im Dotter eine wichtige Veränderung, welche im Zentrum des Eies beginnt und langsam nach außen fortschreitet (Tur 1920). Der Dotter verliert dabei seine Affinität zu den Kernfarbstoffen und löst sich langsam in die bekannten Dotterschollen auf, von denen Mollison 1904 nachgewiesen hat, daß die einen aus Eiweiß und die andern aus Fett bestehen. Beim gewöhnlichen Fixierungs- und Überführungsverfahren, welches verschiedene Fettlösungsmittel verwendet, kann man diese Fettkügelchen nicht nachweisen. Hierzu sind Spezialverfahren notwendig.

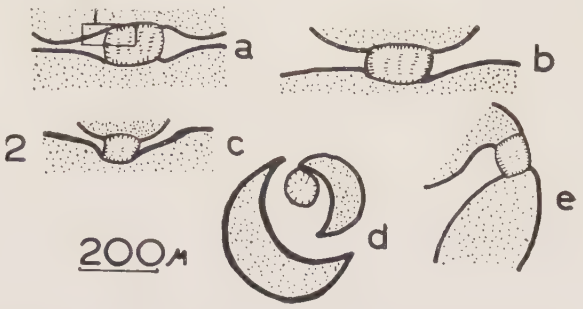


Abb. 12. Die Übergangsstelle zwischen zwei Eiern. a), b), c), e) Längsschnitte; d) Querschnitt, oberes und unteres Ei flach geschnitten; c) Grenze zwischen zwei Eiserien, unteres Ei in Entwicklung begriffen, beim oberen Ei Entwicklung blockiert; e) Verbindungsstelle der Follikelepithelien auf die Seite gedrückt

d) Die Übergangsstelle zwischen zwei Eiern (Abbild. 12).

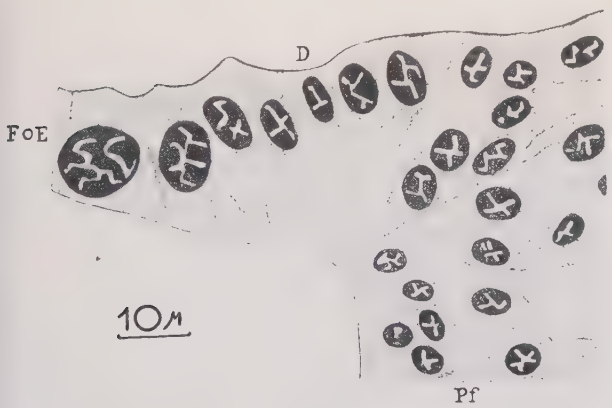


Abb. 13. Übergangsstelle zwischen zwei Eiern, stark vergrößert. FoE = Follikelepithel; D = Dotter; Pf = Pfropfen; das Ei (oben) ist schon fast ausgewachsen

Das Follikelepithel verschiedener Eier ist zusammenhängend. Wir finden an der Berührungsstelle zweier Eier einen Pfropfen von Epithelzellen, wie diese Abb. 12 darstellt. Die Kerne dieses Gebildes sind vollständig intakt. Sie weisen keine Sezernierungstätigkeit auf. Wir dürfen daher dieses Gebilde nicht mit den Nährkammern der polytrophen Ovarien verwechseln (Abb. 13). In den äußeren Partien des Pfropfens, welcher bis zur Eiablage erhalten bleibt, stellen sich die Kerne senkrecht zum Rand ein; dadurch entsteht eine gewisse regelmäßige Struktur.

e) Die Übergangsstelle zwischen dem untersten Ei und dem Eiröhrenstiel (Abb. 15 a und b).

Wenn das Ovarium in der Puppe entsteht, so schließt das Germarium direkt an das Vitellarium an. Erst bei der Bildung der ersten Eier schiebt sich das entstehende Vitellarium zwischen Eiröhrenstiel und Germarium ein. Am obern Ende des Eiröhrenstieles finden wir noch einen Pfropfen von Zellkernen. Er entspricht dem oben er-

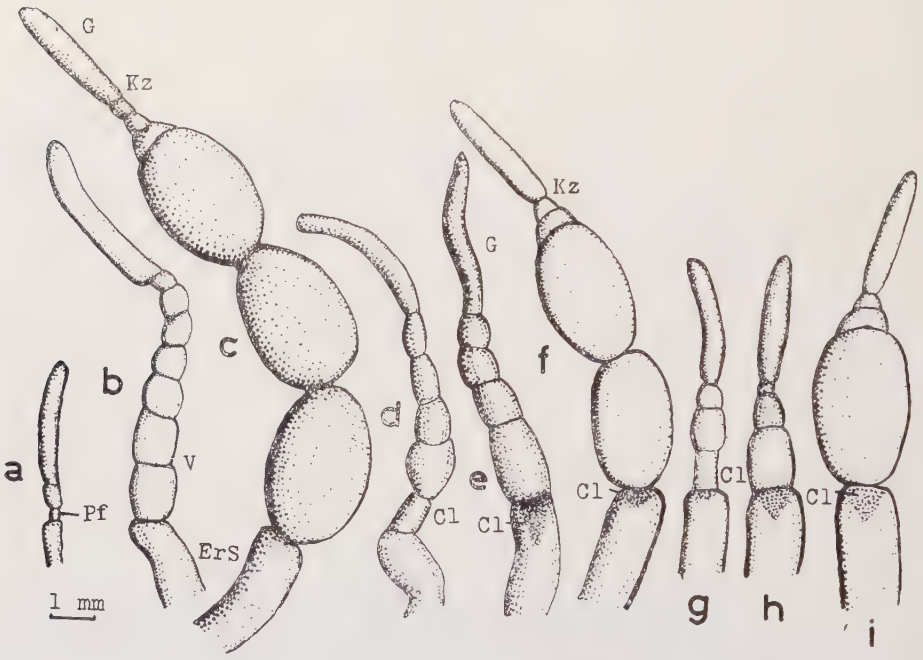


Abb. 14. Äußeres Aussehen der Ovariolen in den verschiedenen Entwicklungsphasen.
a) Überwinterung; b) erster Ausflug; c) vor der ersten Eiablage; d) kurz nach der ersten Eiablage (sek. Erdkäfer); e) zweiter Ausflug; f) gegen Ende der zweiten Fraßperiode; g) kurz nach der zweiten Eiablage (tert. Erdkäfer); h) dritter Ausflug; i) vor der dritten Eiablage. — G = Germarium; ErS = Eiröhrenstiel; V = Vitellarium; Cl = *Corpus luteum*; Kz = Keimzone; Pf = Pfropf

wähnten Gebilde zwischen zwei Eiern und scheint aus dem gleichen Material zu entstehen wie die Follikelepithelzellen. Dieser Pfropfen hat im Herbst nach dem Verlassen der Puppe den größten Umfang und schrumpft im Frühjahr stark zusammen. Bei der Eiablage wird das Gebilde abgestoßen. Dabei geht aber die direkte Verbindung zwischen dem Vitellarium und dem untersten Ei verloren. Wir finden daher nach der ersten Eiablage keine Verwachsungsstelle der beiden Organe mehr (Abb. 15 c—e). Man kann sich vorstellen, daß vor der Eiablage die Wandung des Eiröhrenstiels, welche ursprünglich stark gefaltet ist, völlig erschlafft. Damit wird es möglich, daß das unterste Ei in die Öffnung gleitet, auch wenn es gar nicht mit der Wand verwachsen ist. Bei der Untersuchung der *Corpora lutea* ist es wichtig, daß man diesen Pfropfen von den Rückständen der Eiablage unterscheiden kann.

f) Das äußere Aussehen der Ovariolen in den verschiedenen Entwicklungsphasen des Maikäferweibchens

1. Während der Überwinterung (Abb. 14 a).

Wie erwähnt wurde, schließt das Germarium ursprünglich direkt an das obere Ende des Eiröhrenstieles an. Schon im Herbst, also kurz nach dem Verlassen der Puppe, beginnen sich je Ovariole 1 bis 3 Eier zu entwickeln, wodurch sich das Vitellarium zwischen Germarium und Eiröhrenstiel einschiebt. Die Ovarien sind in diesem Zustand noch sehr klein und in dem dichten Fettgewebe nicht leicht zu finden.

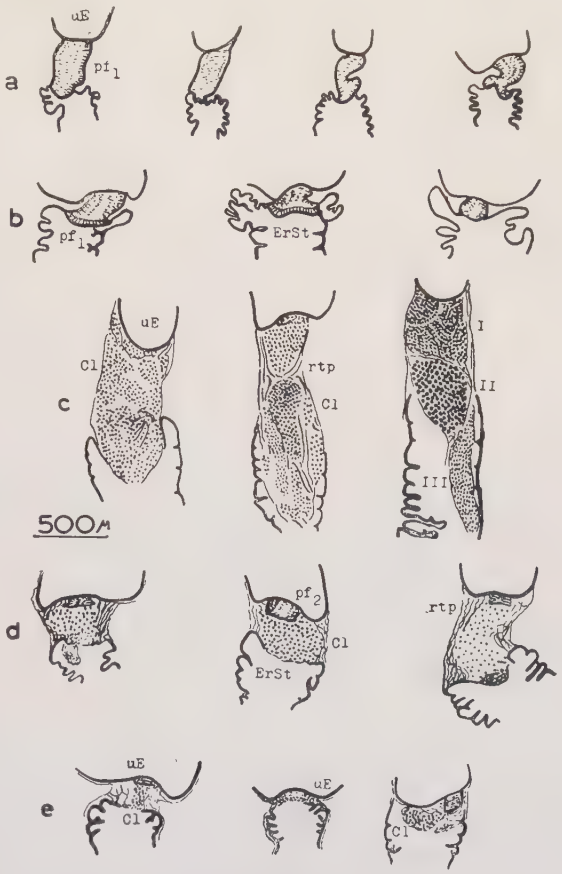


Abb. 15. Die Übergangsstelle zwischen dem untersten Ei und dem Eiröhrenstiel.
a) Im Herbst nach dem Schlüpfen aus der Puppe; b) erster Ausflug; c) kurz nach der ersten Eiablage; d) zweiter Ausflug; e) vor der zweiten Eiablage. — uE = unterstes Ei; pf_1 = primärer Pfropfen, mit dem Eiröhrenstiel verwachsen; pf_2 = Pfropfen, der früher zwischen zwei Eiern lag, jetzt am unteren Ende des Vitellariums, nicht mit dem Eiröhrenstiel verwachsen; ErSt = Eiröhrenstiel; Cl = *Corpus luteum*; I = *Corpus luteum* des obersten Eies der ersten Serie; II = *Corpus luteum* des zweiten Eies der ersten Serie; III = *Corpus luteum* des untersten Eies der ersten Serie; rtp = Reste der *Tunica propria*

2. Beim ersten Ausflug (Abb. 14 b).

Wenn man Käfer beim Verlassen des Bodens abfängt und dann seziert, bietet sich ein ganz anderes Bild der Ovariolen als im Herbst. Der größte Teil des Fettgewebes ist verschwunden; an seiner Stelle finden wir zahlreiche Luftsäcke. In jeder Ovariole sind jetzt 5—7 Eier perlschnurartig aufgereiht. Die Größe der Eier nimmt vom Germarium her gleichmäßig zu. Auf Schnitten kann festgestellt werden, daß der Dotter der untersten Eier in diesem Zeitpunkt seine Affinität zu den Kernfarben verliert. Die Follikelepithelzellen haben ihre Sezernierungstätigkeit aufgenommen.

3. Die Ovariolen zur Zeit des ersten Reifungsfraßes (Abb. 14 c).

Sobald die Käfer zu fressen beginnen, setzt die Entwicklung der drei (hie und da auch nur zwei) Eier in jedem Eischlauch rasch ein. Sie wachsen von diesem Zeitpunkt bis zur Eiablage gemeinsam weiter und weisen unter sich übereinstimmende Größe auf, während die weiter oben liegenden Eier zurückbleiben. Die Zahl der in rascher Entwicklung befindlichen untern Eier ist für die Beurteilung des Entwicklungszustandes der Ovarien von wesentlicher Bedeutung.

4. Die Ovariolen kurz nach der ersten Eiablage (Abb. 14 d).

Nachdem die reifen Eier abgelegt worden sind, rutschen die folgenden langsam gegen den Eiröhrenstiel nach. Zwischen dem jetzt untersten Ei und dem obern Ende des Eiröhrenstieles befinden sich die Überreste des Follikelepithels der eben abgestoßenen Eier (*Corpora lutea*). Im Verlaufe der weiteren Entwicklung wird dieser Pfropfen in die Öffnung des Eiröhrenstieles hineingeschoben (Abb. 14 d—e). Dies geschieht meist während des zweiten Ausfluges.

5. Die Ovariolen während des zweiten Reifungsfraßes (Abb. 14 f).

Hier haben wir fast das gleiche Bild vor uns wie während der ersten Fraßperiode. In jeder Ovariole entwickeln sich jetzt aber nur noch je zwei Eier weiter. Bei der ersten Eiserie waren es meist drei, bei der dritten finden wir in vielen Fällen nur noch je ein Ei. An der Grenze zwischen Vitellarium und Eiröhrenstiel lassen sich bei entsprechender Präparation die *Corpora lutea* feststellen (vgl. Abschnitt E).

6. Die Ovarien in späteren Stadien (Abb. 14 h—i).

Bei den weiteren Eiablagen spielen sich die gleichen Vorgänge ab wie bei der ersten. In ältern Ovarien finden wir immer mehr Abnormitäten: Einzelne Eier werden aus der Reihe gedrängt, oder wir finden Ovariolen, in denen sich überhaupt keine Eier entwickeln. Man bekommt den Eindruck, daß die Käfer allmählich am Ende ihrer Leistungsfähigkeit anlangen. Dies geht auch aus der Tatsache hervor, daß jede spätere Eiablage weniger Eier liefert als die vorhergehende.

E. *Corpora lutea*

WIGGLESWORTH (1947, S. 380) schreibt:

> When the leading oöcyte is ripe, it ruptures the epithelial plug which closes the vitellarium below, and passes into the oviduct. This epithelial plug does not regenerate in its original form. The empty follicle collapses, the cells degenerate, undergo autolysis and gradually disappear. In the early stages of this process the degenerating follicle is a conspicuous object and is known as the „*Corpus luteum*".

Mit diesen Sätzen ist das Wichtigste über *Corpora lutea* gesagt. Sie entsprechen den Gelbkörpern der Säugetiere nur der Herkunft nach, nicht aber in bezug auf ihre Funktion. Es geht schon daraus hervor, daß die *Corpora lutea* des Maikäfers keinen Einfluß auf die Eientwicklung aus-

üben können, da zur Zeit der Entwicklung des ersten Eischubes noch gar keine vorhanden sind.

Eine der eingehendsten Arbeiten über diese Frage verdanken wir Ahrens 1935. Dort wird an Hand der Termitenkönigin gezeigt, wie die *Corpora lutea* entstehen und dann degenerieren. Während die Termitenkönigin kontinuierlich Eier abstößt, haben wir bei *Melolontha* eine schubweise Entwicklung. Es stellt sich für uns die Frage, wie rasch die Degeneration der Überreste vor sich gehe. Finden wir nach der zweiten Eiablage noch Rückstände der ersten Eiserie, oder sind diese schon vor der zweiten Eiablage weitgehend abgebaut? Die Untersuchungen an Dutzenden von Ovarien haben ergeben, daß vor der zweiten Eiablage nur noch ganz geringe Überreste der *Corpora lutea* vorhanden sind (Abbild. 15 c), welche beim Abschieben der Eier aus dem Körper befördert werden. Wir können auf Grund der Größe der *Corpora lutea* nicht auf die Zahl der abgelegten Eiserien schließen, wie dies schon Schwerdtfeger 1928 richtig annahm. Es beruht nicht auf genauer Beobachtung, wenn Scheidter 1926 sagt: „Auf Grund der mächtigen *Corpora lutea* zu schließen, hatten die Käfer schon wenigstens zweimal Eier abgelegt ...". Die Mächtigkeit der *Corpora lutea* gibt einen Anhaltspunkt über die Zeit der letzten Eiablage verstrichen ist, nicht aber über die Zahl der Eiserien.

Abb. 16. *Corpus luteum.*
a) Kurz nach der Eiablage, Zellkerne noch intakt, Zusammenhang des Follikelepithels noch nicht ganz verschwunden; b) *Corpus luteum* in voller Autolyse. Die Kerne zerfallen, stark färbbar, unregelmäßige Umrisse; c) kurz vor der nächsten Eiablage. Die ehemaligen Zellkerne des Follikelepithels sind fast gänzlich aufgelöst, nur einzelne sind noch erhalten

Zwei bis drei Tage nach der Eiablage sehen die Kerne der Follikelepithelzellen noch fast normal aus. Ein erstes Anzeichen der bevor-

stehenden Autolyse ist die stärkere Färbbarkeit. In diesem Zeitpunkt haben die Zellen des Follikelepithels den Zusammenhang noch nicht völlig verloren, was aus der kettenförmigen Anordnung der Kerne hervorgeht (Abb. 16 a). Hie und da kann man die Überreste der leeren Follikel der verschiedenen Eier einer Eiserie auseinanderhalten (Abb. 15 c). Später verschwinden diese Unterschiede völlig. Die Zahl der vorhandenen Kerne nimmt in der Folge rasch ab, bis wir kurz vor der nächsten Eiablage nur noch wenige Überreste finden, welche mit der folgenden Eiserie abgestoßen werden.

Zwischen den Kernen der Follikelepithelzellen finden sich besonders in jüngeren Stadien oft noch Reste der *Tunica propria,* welche die abgestoßenen Eier umgab. Diese dünne Haut ist in viele Falten gelegt und wird ebenfalls aufgelöst. Zuweilen kann man auch feststellen, daß die *Tunica propria* noch im *Corpus luteum* fest mit dem Follikelepithel verbunden ist, was die Auffassung widerlegt, die Eier würden in einem durch die *Tunica propria* gebildeten Schlauch nach unten gleiten.

III. TEIL

Embryologie

A. Literatur

Es liegen eingehende Arbeiten von GRABER (1888 a, b, c, 1889, 1890, 1891) und VOELTZKOW 1889 über die Embryologie von *Melolontha* vor. Während GRABER die gesamte Entwicklung studierte, berücksichtigte VOELTZKOW in erster Linie die Bildung des Mitteldarmes. Die vorliegende Arbeit beschränkt sich darauf, einzelne Fragen zu beleuchten und festzuhalten, welchen Entwicklungstypen der Maikäfer zuzuordnen ist.

B. Untersuchungsmethoden

1. Fixierung

Die angewendete Fixierungsmethode lehnt sich an diejenige an, die LEUZINGER 1926 in der Arbeit über *Carausius morosus* angibt:

a) Fixation in einer Mischung von 3prozent. Salpetersäure und gesättigter wässeriger Sublimatlösung während 24 Stunden ohne vorherige Präparation.
b) Auswaschen in 70prozent. Jod-Alkohol, 24 Stunden.
c) Alkoholreihe: Je 24 Stunden in 96 % und in absolutem Alkohol.
d) Überführen und Aufbewahren in nicht eingedicktem Zedernöl.

2. Überführung in Paraffin

Am einfachsten war es, das Zedernöl mit den Eiern im Thermostat etwas vorzuwärmen und anschließend die Eier direkt ins Paraffin zu geben, welches dreimal gewechselt wurde. Diese wenig zeitraubende Methode lieferte recht gute Resultate.

C. Das Chorion

Das Chorion der Eier von *Melolontha* besteht wie bei vielen Insekten aus einer innern und einer äußern Schicht, dem Endo- und dem Exochorion. Beide sind kurz nach der Eiablage noch zusammenhängend, doch zeigt sich schon in diesem Stadium die zukünftige Zerklüftung des Exochorions (Abb. 17 a). Durch die Wasseraufnahme in der Zeit der ersten Embryonalentwicklung vergrößert sich das Volumen des Eies beträchtlich. Dabei dehnt sich das elastische Endochorion, während das sprödere Exochorion längs vorbestimmten Linien aufspringt (Abb. 17 b). Das Chorion zeigt von nun an unter dem Mikroskop eine charakteristische Felderung, wobei anzunehmen ist, daß die Grenzen dieser Felder mit den Zellgrenzen des Follikelepithels zusammenfallen (Abb. 18).

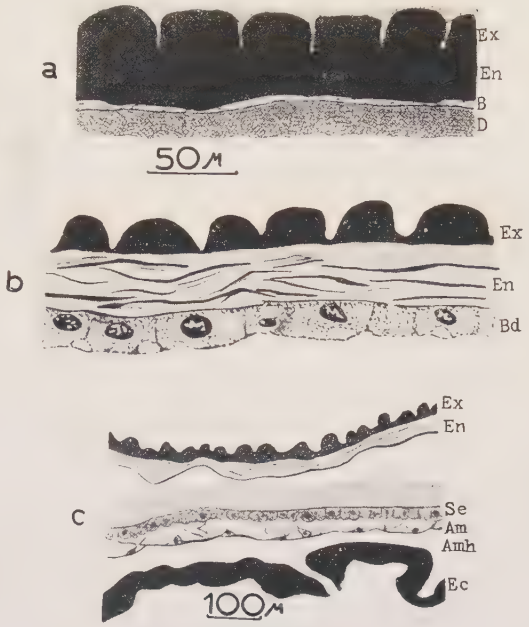


Abb. 17. Chorion und Keimhüllen.
a) kurz nach der Ablage, vor der Wasseraufnahme; b) Wasseraufnahme zur Hauptsache beendet, Exochorion aufgerissen, Blastoderm gebildet; c) Keimhüllen sind ausgebildet. Ex = Exochorion; En = Endochorion; B = Keimhautblastem; Bd = Blastoderm; Se = Serosa; Am = Amnion; Amh = Amnionhöhle; Ec = Ektoderm; D = Dotter

D. Die Keimhüllen

1. Die Entstehung

Die Oberfläche des unentwickelten Eies wird durch das zarte, nicht zellige Keimhautblastem gebildet. Der befruchtete Zellkern im Innern des Eies beginnt sich zu teilen, die Tochterkerne wandern an die Peripherie und bilden dort schließlich ein einschichtiges Epithel, das Blastoderm.

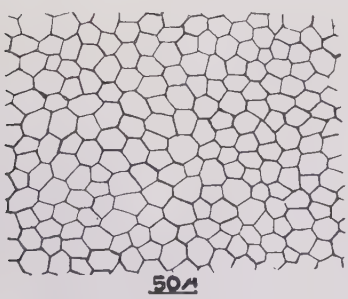


Abb. 18. Chorion flach ausgebreitet, Exochorion aufgerissen

Die Bildung der Keimhüllen erfolgt nach dem superfiziellen Typus (Weber 1933): Parallel der Längsachse des Eies zeichnet sich der Keimstreif ab. Dieser sinkt nach und nach etwas in den Dotter ein, und das Bastoderm wächst faltenartig von allen Seiten darüber und schließt sich in einer Längsnaht. Damit sind die Keimhüllen gebildet. Diesen Zustand haben wir nach etwa zehn Tagen vor uns. Von außen nach innen treffen wir jetzt unter dem

Endochorion zuerst die zusammenhängende, einschichtige Serosa. Ihr liegt meist das dünne Häutchen des Amnions dicht an. Darunter befindet sich die Amnionhöhle, und erst jetzt folgt das Ektoderm des Embryos (Abb. 17 c).

Der Keimstreif ist bei *Melolontha* so lang wie das ganze Ei. Wir haben es also mit einer makrosomatischen Entwicklung zu tun.

2. Die Rückbildung der Embryonalhüllen

Zur Zeit der Entstehung des Mitteldarmes bilden sich die Embryonalhüllen wieder zurück. Die Längsnaht in der Bauchgegend reißt auf. Die Serosa kontrahiert sich hinter dem Kopf. Damit entsteht hier das Dorsalorgan, welches sich schräg nach hinten in den Dotter einstülpt und auf diese Weise die Rückenröhre bildet, die anschließend degeneriert (Abb. 19). Damit hat sich der Rücken des Embryos geschlossen.

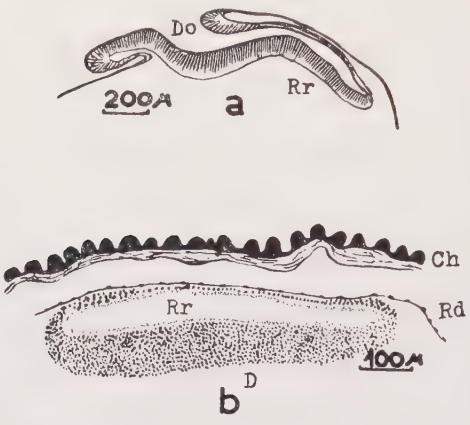


Abb. 19. Rückbildung der Keimhüllen.
a) Einstülpung des Dorsalorgans, Längsschnitt; b) Rückenröhre, Querschnitt. Untere Partie in Auflösung begriffen. — Ch = Chorion; Do = Dorsalorgan; Rr = Rückenröhre; Rd = Rückendecke, in Bildung begriffen; D = Dotter

3. Die Blastokinese

Der Keimstreif liegt jetzt direkt unter dem Chorion. Seine Bauchseite ist nach außen gerichtet, folglich ist der ganze Körper dorsalwärts gekrümmt. Kurz nach der Rückbildung der Embryonalhüllen erfolgt die Blastokinese: Der Embryo krümmt sich bauchwärts und bekommt jetzt die normale Form des Engerlings. Allerdings stimmen die Proportionen nicht mit denjenigen der ausgewachsenen Larve überein: Das Abdomen ist viel zu klein.

E. Die Segmentalanhänge

1. Allgemeines

Schon früh wird das Ektoderm des Keimstreifens in die einzelnen Segmente unterteilt. An jedem Segment entwickelt sich anschließend ein Extremitätenpaar: An den Kopfsegmenten die Mundgliedmaßen und die Fühler, an den Segmenten des Brustabschnittes die Beine. Die Anhänge der Abdominalsegmente werden kurz nach ihrer Entstehung wieder zurückgebildet. Bei der näheren Untersuchung stellen sich folgende Fragen:

1. Wird die Oberlippe paarig angelegt?
2. Finden wir am Kopf außer den normalen Mundgliedmaßen und den Fühlern noch andere Segmente mit Anhängen? Wie verhält sich der Hypopharynx?

3. Wieweit werden die Extremitäten der Abdominalsegmente ausgebildet?
4. Was geschieht mit den Anhängen des ersten Hinterleibssegmentes?

2. Die Oberlippe

Während der Bildung der Segmentalanhänge erfolgt die Einstülpung von Vorder- und Enddarm, was die genaue Deutung der mikroskopischen Bilder erschwert.

Der Vorderdarm stülpt sich in der Gegend des Fühlersegmentes in der Mittellinie des Keimstreifens ein, und zwar richtet sich die Vertiefung nach vorn und nicht etwa nach hinten. Über der Mundöffnung entsteht daher ein breiter Lappen (Abb. 20). Zu beiden Seiten dieses Lappens finden wir in frühen Stadien je einen kleinen Höcker, die ursprüngliche Anlage des Labrums (Abb. 23 e). Später ist davon nichts mehr zu bemerken, die eigentliche Oberlippe ist schon früh unpaar vorhanden.

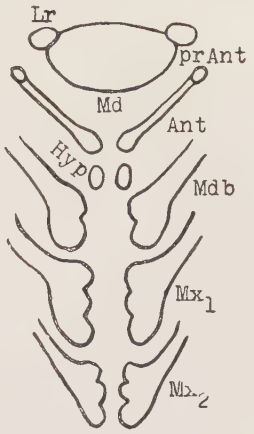


Abb. 20. Segmentalanhänge der Kopfsegmente, schematisch. Md = Mundöffnung, bedeckt durch den breiten Lappen des Ektoderms, der durch die Einstülpung des Vorderdarmes entsteht; Lr = Anlagen des Labrums; prAnt = rudimentäre Anlagen des präantennalen Segmentes; Hp = rudimentäre Anlagen des postantennalen Segmentes = Hypopharynx; Mdb = Mandibeln; Mx_1 = erste Maxillen, Unterkiefer; Mx_2 = zweite Maxillen, Labium, Unterlippen Ant = Antheren

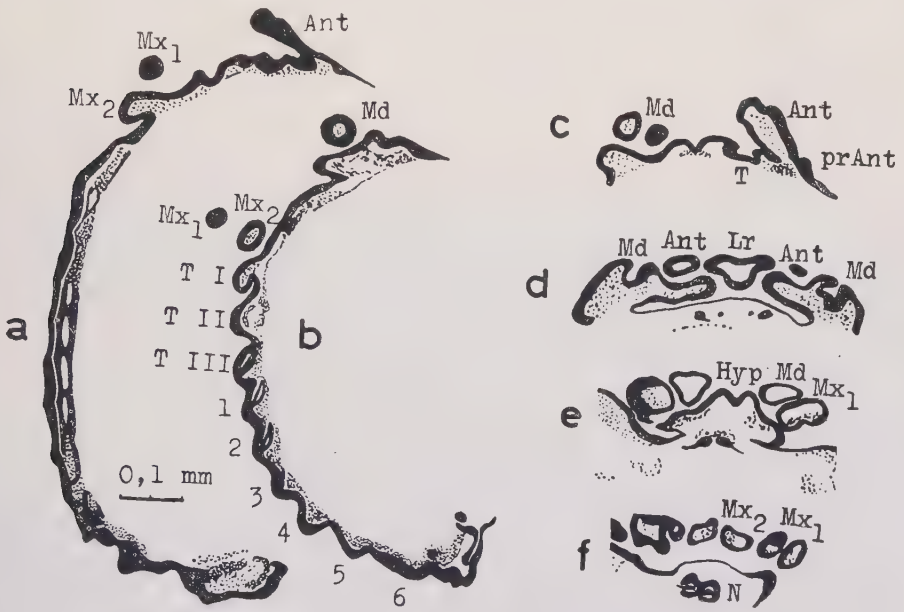


Abb. 21. Schnitte durch Embryonen kurz nach der Bildung der Segmentalanhänge. Lr = Anlage des Labrums; PrAnt = Anlage des präantennalen Segmentes (rudimentär); Md = Anlage der Mandibeln; Mx_1 = Anlage der ersten Maxillen; Mx_2 = Anlage der zweiten Maxillen (Labium); T I–III = Anlage der Thoracalbeine (auf anderen Schnitten länger); 1–6 = Anlage der Abdominalbeine: N = Querschnitt durch das Bauchmark; T = Einstülpung des einen Vorderarmes des Tenteriums: Ant = Antheren

3. Prä- und postantennales Segment

Den Beweis für die Anwesenheit von rudimentären Segmenten vor und hinter dem Antennalsegment hat WIESMANN 1926 in der Arbeit über *Carausius morosus* geführt. Es scheint, daß bei *Melolontha* ähnliche Verhältnisse vorliegen. Vor den beiden Anlagen der Fühler treffen wir kleine, runde Höcker, welche bald wieder verschwinden: Präantennales Segment. Hinter der Mundeinstülpung können wir nahe der Mittellinie zwei Längswülste feststellen, welche dem späteren Hypopharynx entsprechen dürften, dem, wie SUBKLEW 1938 gezeigt hat, im Freßapparat des Engerlings eine wichtige Funktion zukommt.

4. Anhänge der Abdominalsegmente

Auch an den Segmenten des Hinterleibes können wir je ein Extremitätenpaar feststellen. Zuerst sind es kleine, rundliche Höcker, welche später etwas länger werden. In diesem Stadium sind sie mit den Anhängen der Thoracalsegmente durchaus vergleichbar. Später jedoch bilden sie sich wieder vollständig zurück.

5. Das Pleuropodialorgan

Während die Extremitäten der hintern Abdominalsegmente bald wieder verschwinden, macht das „Beinpaar" des ersten Hinterleibssegmentes eine andere Entwicklung durch (Abb. 22): Es entwickelt sich zum Pleuropodialorgan, einer embryonalen Drüse, welche bei *Melolontha* ganz außerordentliche Ausmaße annimmt. GRABER 1887 (Abb. 14 bis 21 und 1889, S. 694) weist darauf hin, daß die Lappen dieses Organs zur Zeit ihrer stärksten Ausdehnung einen großen Teil des Hinterleibes des Embryos bedecken. Auf Schnitten kann auch festgestellt werden, wie die Drüse funktioniert: Es zeigen sich ganz ähnliche Bilder, wie sie Abb. 7 b für die Anhangsdrüse darstellt. Die Kerne der Drüsenwandung degenerieren und die ganzen Zellen verwandeln sich in ein Sekret, welches in das Drüsenlumen abgegeben wird. Über die Bedeutung der Drüse wissen wir nichts Näheres.

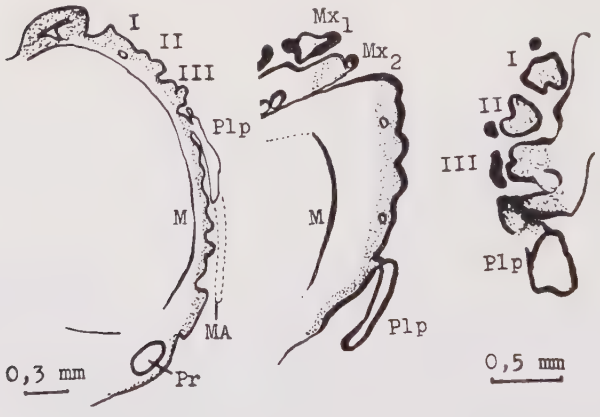


Abb. 22. Pleuropodialorgan.
I, II, III = Anlagen der Thoracalbeine; Mx_1 = Anlagen der ersten Maxillen; Mx_2 = Anlagen der zweiten Maxillen; M = Anlage des Mitteldarmepithels; Pr = Anlage des Proctodaeums, Enddarm; Plp = Pleuropodialorgan; MA = Maximale Ausdehnung des Pleuropodialorgans (auf anderen Schnitten) gestrichelt

F. Die Entwicklung des Darmes

1. Bildung des Mitteldarmes

Während man schon früh erkannte, daß Vorder- und Enddarm Einstülpungen des Ektoderms darstellen, war man sich über die Bildungsweise des Mitteldarmepithels lange nicht im klaren. Es scheint auch, daß sich die Insekten in dieser Beziehung nicht einheitlich verhalten.

Voeltzkow schreibt schon 1889, das Mitteldarmepithel werde von zwei Anlagen an den Enden der Einstülpungen von Vorder- und Enddarm gebildet. Diese Angabe wird von Graber 1889, S. 283, 1890, S. 655 anfangs angezweifelt, später aber doch bestätigt. Die Zeichnungen Voeltzkows (Abb. 1, Tabelle 5) sind zwar nicht ganz klar, doch ergibt das Studium der Schnittserien, daß seine Annahmen richtig sind. An den Enden der Einstülpungen von Vorder- und Enddarm entstehen schon früh gabelartige Wucherungen, die zu beiden Seiten der Mittellinie unter dem Dotter einander entgegenwachsen (Abb. 22 a, b, 23, 24). Später verbreitern sie sich und umfassen schließlich den ganzen Überrest des Dotters. Dieser wird nach und nach abgebaut. Dabei spielen die in der Literatur (z. B. Wiesmann 1926) vielbesprochenen Dotterzellen eine wichtige Rolle (Abb. 24). Noch zur Zeit des Schlüpfens können wir im Mitteldarm Dotterüberreste feststellen.

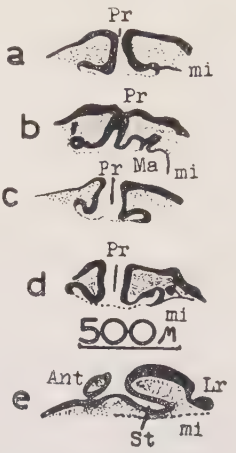


Abb. 23. Bildung des Mitteldarmepithels. a-d) Einstülpung des Enddarmes; e) Einstülpung des Vorderdarmes. — Pr = Proctodaeum, Enddarm; St = Stomodaeum, Vorderdarm; Ma = Anlagen der malpighischen Gefäße; mi = Anlagen des Mitteldarmepithels; Lr = rudimentäre Anlage des Labrums (paarig); Ant = Anlagen der Fühler

Zur gleichen Zeit, da sich die Wucherungen an den Enden der Darmeinstülpungen zeigen, entstehen auch schon die ersten Anlagen der malpighischen Gefäße (Abb. 23 b). Diese verlängern sich dann rasch und durchwachsen das ganze Abdomen. Ursprünglich sind es nur vier Schläuche, von denen zwei einen gemeinsamen Ausgangspunkt auf der Bauchseite des Darmes haben (Abb. 26 c und d).

Abb. 24. Dotterzelle (Dz).

2. Der Enddarm (Abb. 27)

Der ektodermale Enddarm gliedert sich nach der Ausbildung des Rückens in drei anfangs ähnliche Abschnitte. Während der erste und der letzte kräftige doppelwandige Schläuche darstellen, weist der mittlere schon früh charakteristische fadenartige Auswüchse auf, welche

der Nahrungsresorption dienen (Abb. 26). Später weitet sich dieser Darmabschnitt stark aus und ist am ausgewachsenen Engerling im hintersten Teil des Abdomens schon von außen gut zu erkennen.

G. Das Nervensystem

Das zentrale Nervensystem entsteht bei den Insekten als eine Einstülpung des Ektoderms. In der Schnittserie, welcher Abb. 21 a—c entspricht, konnten die ersten Anfänge dieses wichtigen Vorganges beobachtet werden. Das Nervensystem entsteht also schon kurz nach der Segmentierung. Später kann man Gehirn und Bauchmark in allen Entwicklungsstadien beobachten. Lange erkennt man

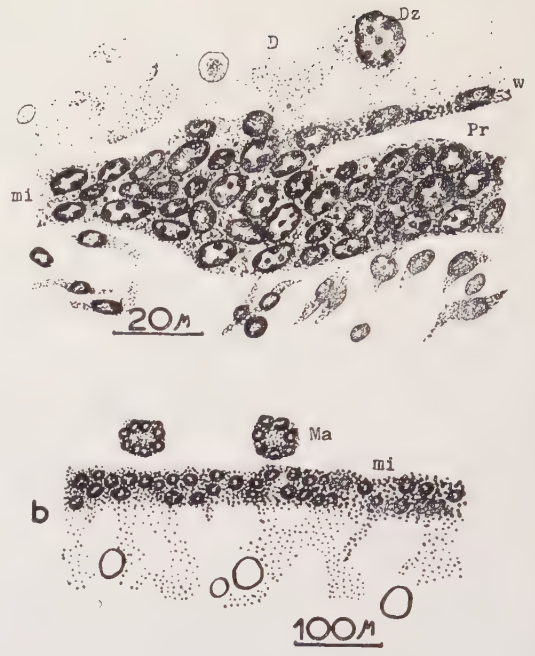


Abb. 25. Mitteldarmepithel.
a) Übergangsstelle zwischen Enddarm und Anlage des Mitteldarmes; b) Mitteldarmepithel, kurz nach seiner Bildung. — Pr = Lumen des Proctodaeums; mi = Epithel des Mitteldarmes (in Entstehung begriffen); w = Wand zwischen Proctodaeum und Mitteldarm (wird kurz vor dem Schlüpfen der Larve aufgelöst); D = Dotter (in Auflösung begriffen); Dz = Dotterzelle; Ma = Malpighische Gefäße

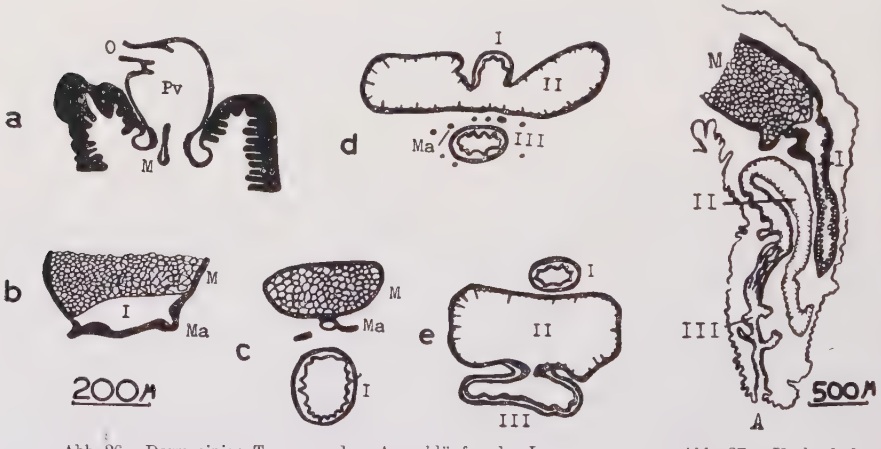
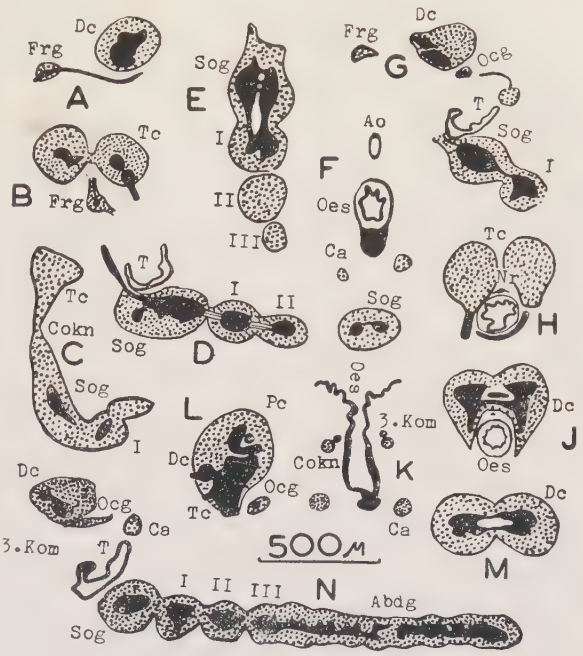


Abb. 26. Darm einige Tage vor dem Ausschlüpfen der Larve.
a) Gebiet des Proventriculus, Darmzotten im Mitteldarm schon gebildet; b) Übergangsstelle zwischen Mittel- und Enddarm, Stadium etwas früher als a. Obere Ansatzstelle der malpighischen Gefäße; c) untere Ansatzstelle der malpighischen Gefäße; d) Übergangsstelle des ersten Enddarmabschnittes in den zweiten; e) Übergangsstelle des zweiten Enddarmabschnittes in den dritten. — O = Ösophagus, Speiseröhre; Pr = Proventriculus, Kaumagen; M = Mitteldarm; I, II, III = Enddarmabschnitte; Ma = Malpighische Gefäße; A = Anus, After

Abb. 27. Verlauf des Darmes im Abdomen. I, II, III = erster bis dritter Enddarmabschn.; A = Anus, After; M = Mitteldarm mit Dotter

noch die ursprüngliche Form des Strickleiternervensystems; dann tritt dieser Charakter zurück. Das Bauchmark kontrahiert sich und reicht nur noch bis zur Körpermitte. Die Ganglien der drei letzten Segmente sind verschmolzen (Abb. 28 N).

Abb. 28 O stellt eine Rekonstruktion einer Reihe von Schnittserien kurz vor dem Schlüpfen der Engerlinge dar. Die Benennung erfolgte größtenteils nach SNODGRASS 1935.



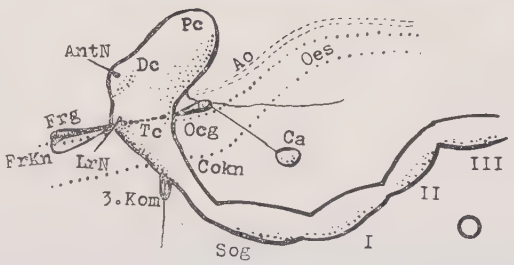


Abb. 28. Nervensystem des Engerlings beim Schlüpfen aus dem Ei. A-N) Detailskizzen nach Schnitten; O) Rekonstruktion (schematisch); Bezeichnungen nach SNODGRASS 1935, S. 479: Pc = Protocerebrum; Dc = Deutocerebrum; T = Tritocerebrum; Ca = *Corpus allatum*; Frg = Frontalganglion; Ocg = Occipitalganglion; Sog = Suboesophagealganglion; I, II, III = Ganglien der Thoracalsegmente; Abdg = Abdominalganglien; Nr = *Nervus recurrens*; 3. Kom = Tritocerebralcommissur (umfaßt den Ösophagus); Cokn = Circumoesophagealconnectiv; AntN = Antennalnerv; Lr = Labralnerv; Frkn = Frontalconnectiv; T = Tentorium; Ao = Aorta; Ös = Ösophagus

IV. TEIL

Die Beurteilung des Reifezustandes und der Kontrolle der Eiablagen

A. Allgemeines

Die Frage nach der Zahl, dem Zeitpunkt und der praktischen Bedeutung der verschiedenen Eiablagen spielt in der Maikäferliteratur eine wichtige Rolle. Zuchtversuche haben meist versagt; positive Resultate liegen nur von SCHUCH 1938 a vor. Dieser Autor hat je Weibchen bis vier Eiablagen mit insgesamt bis 90 Eiern erhalten.

Während früher diese Frage mehr akademische Bedeutung hatte, wurde sie in der letzten Zeit auch praktisch wichtig bei der Festsetzung des Termins für die chemische Bekämpfung.

Welche Anforderungen werden an ein Beurteilungsverfahren gestellt? Je nach dem Zweck der Untersuchungen wird dies anders beantwortet. Wenn z. B. die Frage gestellt wird, wie manche Eiablage

ein bestimmter Käfer hinter sich hat, so ist man unter Umständen bereit, Mikroskop und Mikrotom zu Hilfe zu ziehen. Wer den Käfer aber noch zur Eiablage bringen möchte, sollte die Diagnose am lebenden Tier stellen können.

Für die Festsetzung des Termins der chemischen Bekämpfung brauchen wir eine rasche, feldmäßige, auch für Laien durchführbare und verständliche Untersuchungsmethode. Es müssen innerhalb kurzer Zeit sehr viele Käfer geprüft werden können, weil die Prognosen auf einem möglichst großen Zahlenmaterial beruhen sollen und weil der gleiche Arbeiterstab detaillierte Prognosen für verschiedene Gebiete aufstellen muß.

Tabelle 4 gibt eine Übersicht über die in Frage kommenden Kriterien und Untersuchungsmethoden.

Tabelle 4

Methoden für die Beurteilung des Reifezustandes und zur Kontrolle der Eiablagen

I. Beurteilung der lebenden Käfer:

++	1. Käfigversuche
++	2. Beobachtungen auf der Schwärmbahn
	3. Untersuchung des Geschlechtsverhältnisses
++	a) bei den noch im Boden befindlichen Käfern
* *	b) am Fraßplatz
* *	4. Kontrolle des Gewichtes

II. Untersuchung der Geschlechtsorgane:

* *	1. Kontrolle der *Bursa copulatrix*
	2. Eizahl
++	a) Gesamteizahl
* *	b) Zahl der Eier in fortgeschrittener Entwicklung
	3. Bestimmung des Reifezustandes des untersten Eies
* *	a) nach grober Schätzung
++	b) nach dem Eifaktor
++	c) nach Untersuchung mit Mikrotom und Mikroskop
	4. Untersuchung nach *Corpora lutea*
* *	a) ohne Mikrotom
++	b) mit Mikrotom

* * = für große Serien geeignet; ++ = nur für wissenschaftliche Untersuchungen.

B. Käfigversuche

Das Prinzip dieser im Entomologischen Institut der E. T. H. schon vor Jahren ausgearbeiteten Methode beruht darauf, die ausfliegenden Käfer direkt über dem Boden in flachen Käfigen abzufangen. Wir bekommen dadurch die Möglichkeit, den Verlauf des Ausfluges fortlaufend zu kontrollieren. W. BRAUN wird diesbezügliche Resultate demnächst veröffentlichen.

C. Beobachtungen auf den Schwärmbahnen

Es liegt auf der Hand, daß wir durch genaue Beobachtung an einer günstigen Stelle manches über den Maikäferflug erfahren können. An gut gewählten Stellen kann man unterscheiden zwischen „Wald-

fliegern" (Ausflug) und „Feldfliegern" (Rückflug). Wir können auf diese Weise z. B. bestimmen, wann die Eiablage beginnt. Wenn man außerdem noch Käfer aus dem Flug abfängt und untersucht, so kann man sich ein Bild vom Verlauf der Maikäferentwicklung am gewählten Waldrand machen.

Ein Beispiel aus den langjährigen Untersuchungen unseres Institutes wurde von Schneider-Orelli 1947 veröffentlicht. Ausländische Beobachtungen publizierten unter anderen Meunier 1929, Schuch 1935, Riggert 1939.

Am Anfang sind die Männchen in der Mehrzahl; gegen Ende des ersten Ausfluges ist das Geschlechtsverhältnis normal, um sich später weiter zugunsten der Weibchen zu verschieben. An den Flügen zur Eiablage beteiligten sich fast ausschließlich Weibchen. Die Untersuchung der Ovarien ergibt am Anfang unentwickelte Eier, beim Rückflug legereife.

D. Die Untersuchung des Geschlechtsverhältnisses

1. Allgemeines

Zwei biologische Tatsachen machen die Untersuchung des Geschlechtsverhältnisses interessant:

1. Die Männchen fliegen früher aus als die Weibchen.
2. Während die Weibchen für die Eiablage den Fraßplatz verlassen, bleiben die Männchen während der ganzen Schwärmzeit am Baum.

Diese beiden Tatsachen können das normale Geschlechtsverhältnis bei der Untersuchung von Stichproben stark stören.

Wie bei allen derartigen Untersuchungen muß man sich auch hier immer ein Bild über die Zuverlässigkeit der erhaltenen Resultate zu machen suchen. Man sollte wissen, ob eine gefundene Abweichung vom normalen Geschlechtsverhältnis wesentlich ist oder ob sie auch nur durch Zufall bedingt sein kann. Hier leisten die modernen statistischen Methoden gute Dienste.

Für die Prüfung solcher Resultate eignet sich die χ^2-Methode (Linder 1945, S. 75). Wir können uns die Arbeit in diesem speziellen Fall erleichtern, indem wir die Sicherheitsschwellen zum voraus berechnen und tabellarisch darstellen (Tabelle 5).

Die Anwendung der Tabelle sei an folgendem Beispiel erläutert: Wir haben eine große Zahl von Maikäfern vor uns; das Geschlechtsverhältnis sei normal 1 : 1. In einer großen Zahl von Stichproben zu 200 Käfern ($N = 200$) stellen wir das Geschlechtsverhältnis fest. Wir finden natürlich nicht immer genau 100 Männchen und 100 Weibchen; die Werte verteilen sich nach den Gesetzen des Zufalles. Auf Grund der Wahrscheinlichkeitsrechnung läßt sich berechnen, daß wir in 5 % der Proben weniger als 86 oder mehr als 114 Weibchen antreffen (Kolonne 5). Extremere Werte, z. B. weniger als 77 Weibchen, finden

Tabelle 5

Nachschlagetabelle für die Prüfung der Abweichungen vom normalen Geschlechtsverhältnis

	Zulässige Differenzen vom theoretischen Wert			Sicherheitsschwellen absolute Werte		
1	2	3	4	5	6	7
N	0,05	0,01	0,001	0,05	0,01	0,001
10	3,1	4,1	5,1	2— 8	1— 9	0— 10
25	4,9	6,4	8,2	9— 17	6— 19	4— 21
50	6,9	9,2	11,6	18— 32	16— 34	13— 37
75	8,6	11,2	14,2	29— 46	26— 49	23— 52
100	9,8	12,9	16,4	40— 60	47— 63	34— 66
150	12,0	15,7	20,2	63— 87	59— 91	55— 95
200	13,9	18,2	23,1	86—114	82—118	77—123
250	15,5	20,4	26,0	110—140	105—145	99—151
300	17,0	22,4	28,4	133—167	128—172	122—178
400	19,6	25,8	32,9	180—220	174—226	167—233
500	21,9	28,9	36,8	228—272	221—279	213—287
1000	31,0	40,8	52,0	469—531	459—541	448—552

	Sicherheitsschwellen, relative Werte					
	Weibchen in % der Männchen			Weibchen in % der Gesamtprobe		
1	8	9	10	11	12	13
N	0,05	0,01	0,001	0,05	0,01	0,001
10	25—400	11—900	0— ∞	20—80	10—90	0—100
25	47—213	32—362	9—525	32—68	24—76	16— 84
50	56—178	47—213	35—285	36—64	32—68	26— 74
75	63—159	53—187	22—226	39—61	35—65	31— 69
100	67—150	59—170	52—195	40—60	37—63	34— 66
150	73—138	65—154	58—172	42—58	39—61	37— 63
200	75—133	69—144	63—160	43—57	41—59	38— 62
250	79—127	72—138	66—153	44—56	42—58	40— 60
300	80—125	74—134	69—146	44—56	43—57	41— 59
400	82—122	77—136	72—140	45—55	44—56	42— 58
500	83—120	79—126	74—135	46—54	45—55	43— 57
750	87—115	83—121	79—127	46—54	46—54	44— 56
1000	88—113	85—118	81—123	47—53	46—54	45— 55

Kolonne 1 = Zahl der untersuchten Käfer
2—4 = Höchstzulässige Abweichungen vom theoretisch erwarteten Wert
5—13 = Sicherheitsschwellen für die Zahl der Weibchen, welche bei normalem Geschlechtsverhältnis zufallsbedingt auftreten können.

wir nur in 0,1 % der Fälle (Kolonne 7). Für derartige Untersuchungen ist die Wahrscheinlichkeit von 5 % genügend genau. Wenn die untersuchte Käferzahl (N) in der Stichprobe in Kolonne 1 nicht aufgeführt ist, so müssen wir interpolieren. Dabei berechnet man am besten die Zahl der Weibchen, welche man je 100 Männchen gefunden hat und benützt dann Kolonne 8. Für die Angabe des Geschlechtsverhältnisses kommen verschiedene Maßstäbe in Frage: z. B. 40 % Männchen zu 60 % Weibchen. Im vorliegenden Fall erscheint es zweckmäßig, wenn man die vorhandenen Weibchen auf die Zahl der vorhandenen Männchen bezieht: Je 100 Männchen 150 Weibchen (gleiches Beispiel

wie oben). Auf diese Weise werden die Verschiebungen am klarsten. Wenn wir am Anfang des Ausfluges ein Verhältnis von 20 Weibchen auf 100 Männchen bekommen, so sehen wir daraus sofort, daß noch 80 % der Weibchen fehlen.

2. Kontrolle des Geschlechtsverhältnisses bei Grabungen nach Maikäfern während des ersten Ausfluges

Wir wissen, daß die Männchen im allgemeinen vor den Weibchen ausfliegen. Wenn wir während des ersten Ausfluges fortlaufend das Geschlechtsverhältnis der noch im Boden befindlichen Käfer kontrollieren könnten, wären wir in der Lage, uns ein Bild über den Verlauf des Ausflugs zu machen, ohne daß wir den absoluten Käferbestand kennen müßten.

Tabelle 6 stellt die Resultate solcher Grabungen während des Urnerfluges 1949 (III, 2) dar:

Tabelle 6

Sulgen, 23. April 1949 2×1 m², 60 cm tief

	Ausflug-löcher	Männchen	Weibchen	Tote	Puppen-hüllen
1. m² . . .	5	3	9	2	13
2. m² . . .	2	6	10	2	15

Diese Methode ist nur unter ganz bestimmten Voraussetzungen zweckmäßig, z. B. wenn wir uns aus wissenschaftlichen Gründen genau über den Ausflug in einem bestimmten Grundstück orientieren möchten.

3. Die Kontrolle des Geschlechtsverhältnisses am Fraßplatz

Diese Methode bietet die Möglichkeit, ganze Gebiete unter Kontrolle zu nehmen, was für Wissenschaft und Praxis von Bedeutung sein kann. Die Proben können ganz gut durch Laien untersucht werden.

Welche Resultate kann diese Methode überhaupt liefern?

a) Kontrolle des Ausfluges.

Solange die Weibchen am Fraßplatz in der Minderzahl sind, ist der Ausflug noch nicht beendigt.

b) Kontrolle der Eiablagen.

Während die Weibchen ihre Eier im Boden ablegen, müssen an den Fraßplätzen die Männchen überwiegen, später gleicht sich das Verhältnis aus.

c) Es ist allgemein bekannt, daß man oft Engerlingsschäden in Gegenden findet, wo die Maikäfer schwach oder spät aufgetreten sind: Auf Hochebenen (Kornberg bei Frick), in engen Tal-

einschnitten (Sihlmatt bei Hirzel, an der Töß in der Gegend von Kyburg, bei Effretikon am Flüßchen Kempt), auf Alpweiden (Seewen, Schuders, Pany im Prättigau). Wir müssen daher annehmen, daß die Käfer kurz vor der Eiablage an diese Stellen geflogen sind, nachdem sie vorher anderswo gefressen hatten. Beobachtungen lassen darauf schließen, daß an solchen Wanderungen (Zwischenflüge) fast nur die Weibchen beteiligt sind. Wir müssen daher an den Zuflugstellen überwiegend Weibchen feststellen können, an den Wegflugstellen mehr Männchen. Am 18. Mai 1948 (Bernerflug III, 1) wurden bei Effretikon viele Käfer an noch kaum beschädigten Bäumen gefunden. Es handelte sich fast ausnahmslos um Weibchen mit legereifen Ovarien. Etwa die Hälfte legte in den nächsten drei Tagen in Gefangenschaft Eier ab.

Am 17. Mai 1949 (Urnerflug III, 2) wurden in einer Probe in Sulgen je 100 Männchen 171 Weibchen festgestellt, davon standen zwei Drittel kurz vor der ersten Eiablage. In Altnau war das Geschlechtsverhältnis im gleichen Jahr am 28. April und 5. Mai normal (103 bzw. 102 Weibchen je 100 Männchen); während der Entwicklung der zweiten Eiserie am 20. Mai war jedoch das Verhältnis stark zugunsten der Weibchen verschoben: 181 Weibchen auf 100 Männchen.

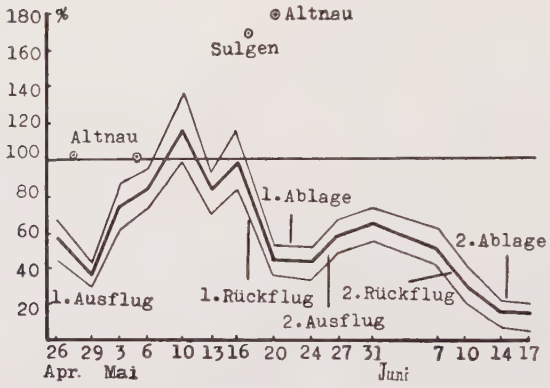


Abb. 29. Geschlechtsverhältnis an einem Waldrand in Leimbach (Kt. Thurgau) während des Urnerfluges 1949 (III, 2).

15 Stichproben zu etwa 250 Käfern. Die Werte bedeuten Weibchen in Prozent der Männchen. Die beiden schwächer ausgezogenen Kurven sind die nach der F-Verteilung berechneten Vertrauensgrenzen (LINDER 1945), welche angeben, in welchen Grenzen sich das Geschlechtsverhältnis aller Käfer an diesem Waldrand bewegt haben muß. — Die drei Werte von Altnau und der einzelne Wert von Sulgen zeigen, wie das Geschlechtsverhältnis an anderen Orten war. Meist stellt man bei späten Auszählungen fest, daß die Weibchen überwiegen. Es ist anzunehmen, daß dies nicht ausschließlich auf eine größere Mortalität der Männchen zurückzuführen ist, sondern auf Wanderungen der Weibchen

In Leimbach zeigten sich gerade die umgekehrten Verhältnisse: Vom 17. Mai an wurde das normale Geschlechtsverhältnis nicht mehr erreicht (Tabelle 7, Abb. 29). Ähnliche Angaben macht RIGGERT 1939.

(Siehe Tabelle 7)

Während des Urnerfluges 1949 (III, 2) wurden alle drei bis vier Tage je etwa 250 Käfer, welche immer vom gleichen Waldrand stammten, auf das Geschlechtsverhältnis untersucht. (Weitere Angaben über die gleichen Käfer finden sich in den folgenden Abschnitten.)

Tabelle 7

Maikäferproben von Leimbach, Kt. Thurgau
Urnerflug 1949 (III, 2)

1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
April														
26.	266	56	7	93	2	10	67	33	—	1,33	—	12	88	2,9
29.	248	35	33	67	23	2	36	64	—	1,64	—	40	60	2,7
Mai														
3.	230	74	1	99	97	44	7	83	9	2,00	—	30	70	2,7
6.	299	83	1	99	71	35	3	65	32	2,29	—	19	81	2,8
10.	260	118	1	99	94	66	1	44	55	2,54	—	14	86	2,9
13.	268	81	—	100	98	54	3	38	59	2,56	—	25	75	2,8
16.	223	99	—	100	100	72	7	30	63	2,56	1	27	72	2,7
20.	291	45	—	100	100	55	40	10	50	2,10	1	28	70	2,7
24.	214	43	—	100	100	81	39	42	19	2,80	3	79	18	2,2
27.	274	57	—	100	100	87	49	40	11	1,62	12	82	6	1,9
31.	320	65	—	100	100	75	42	45	13	1,71	14	80	6	1,9
Juni														
7.	195	51	—	100	100	50	38	44	18	1,80	24	76	—	1,8
10.	100	31	—	100	100	75	16	42	42	2,20	20	80	—	1,8
14.	100	16	—	100	100	50	56	19	35	1,69	57	43	—	1,4
17.	85	10	—	100	100	21	43	28	29	1,86	75	25	—	1,2

Kolonne 1 = Datum
2 = Zahl der untersuchten Käfer
3 = Weibchen in Prozent der Männchen

Kopulation (Angaben in Prozent der Weibchen)

4 = *Bursa* leer, nicht kopuliert
5 = *Bursa* voll, ein oder mehrmals kopuliert
6 = *Bursa* voll, Rückstand alt verfärbt
7 = *Bursa* voll, mehr als ein Kopulationsrückstand

8 = Eientwicklung: Stadium 1 (in Prozent der Weibchen)
9 = Eientwicklung: Stadium 2 (in Prozent der Weibchen)
10 = Eientwicklung: Stadium 3 (in Prozent der Weibchen)
11 = Eientwicklung: Durchschnitt
12 = Eizahl je Ovariole: 1
13 = Eizahl je Ovariole: 2
14 = Eizahl je Ovariole: 3
15 = Eizahl je Ovariole: Durchschnitt.

Die Resultate sind in Tabelle 7, Kolonne 3 und Abb. 29 zusammengestellt. Zu jedem Punkt wurden auf Grund der F-Verteilung (Linder 1947, S. 72) die Vertrauensgrenzen berechnet. Die erhaltenen Resultate entsprechen den Erwartungen: Am Anfang sind die Weibchen stark in der Minderheit; später wird das Verhältnis ausgeglichen. (Die Schwankungen zwischen dem 6. und 16. Mai dürfen als zufällig angesehen werden.) Zwischen dem 16. und 20. Mai wanderten die Weibchen zur ersten Eiablage ab, was sich im starken Fallen der Kurve äußert. Interessanterweise kehrte aber nur ein kleiner Teil der Käfer an diesen Waldrand zurück; die Kurve erreicht ihre alte Höhe nicht mehr. Nach dem 10. Juni setzte die zweite Eiablage ein. Die Entwicklung einer dritten Eiserie konnte mit diesem Verfahren nicht nachgewiesen werden.

E. Die Kontrolle des Gewichtes

Es ist klar, daß ein Weibchen nach der Eiablage leichter ist als vorher. Wenn wir daher fortlaufend Stichproben von Käfern wägen, müssen wir feststellen können, wann die verschiedenen Eiablagen stattfinden.

Abb. 30 stellt die Werte, welche SCHWERDTFEGER 1928 mit diesem Verfahren erhalten hat, graphisch dar. Das Gewicht der Weibchen schwankt zwischen 1,05 und 1,25 g, also um ungefähr 20 %. Bei jeder Stichprobe wurden 50 Weibchen gewogen. Das Verfahren scheint brauchbar zu sein, bedarf aber noch der weiteren Prüfung.

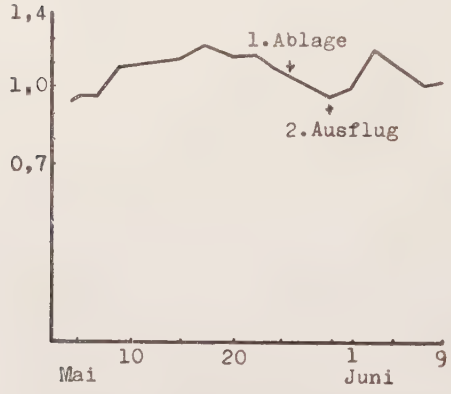


Abb. 30. Veränderungen des Gewichtes der Weibchen während der Schwärmperiode (nach SCHWERDTFEGER 1928).
Je Stichprobe wurden etwa 50 Weibchen gewogen

F. Kontrolle der *Bursa copulatrix*

Die meisten Autoren geben an, die Kopulation finde kurz nach dem ersten Ausflug statt. Wenn wir also ein Weibchen finden, welches noch nicht kopuliert hat, dürfen wir annehmen, daß es den Boden vor höchstens zwei Tagen verlassen hat. Kurz nach der Kopulation erscheint die *Bursa* groß aufgetrieben und weiß. Nach einiger Zeit zersetzt sich der Spermatophor in ihrem Innern; das Organ wird kleiner und verfärbt sich bräunlich. Wenn eine zweite Kopulation stattfindet, können wir dies an den vorhandenen Kopulationsrückständen feststellen. Allerdings ist dies bei ganz alten Ovarien, bei denen der Inhalt der *Bursa* sehr stark zersetzt ist, nicht immer mit Sicherheit möglich. Die oben erwähnten Proben aus Leimbach wurden auch in dieser Hinsicht untersucht. Die Ergebnisse sind in Tabelle 7, Kolonne 4 bis 7 und in Abb. 31 zusammengestellt. Vom 6. Mai an wurden keine Käfer mit leerer *Bursa* mehr gefunden und vom 16. Mai an war der Kopulationsrückstand in allen Ovarien schon weitgehend zersetzt. Die Zahl der mehrfach kopulierten Weibchen schwankte stark. Dies ist auf die Unsicherheit in der Beurteilung der älteren Rückstände zurückzuführen.

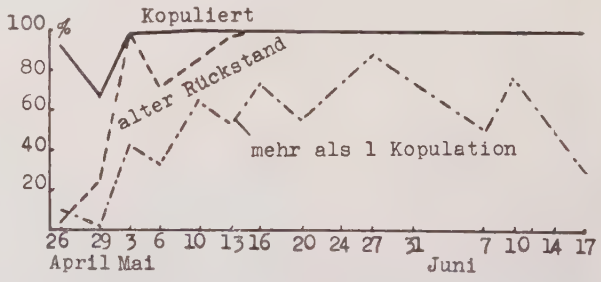


Abb. 31. Ergebnisse der Untersuchung der *Bursa copulatrix*.
Ausgezogene Linie: Prozentsatz der Weibchen, welche kopuliert hatten; Strichpunktiert: Prozentsatz der Weibchen, welche mehr als einmal kopuliert hatten. (Ab 27. Mai ist die Kurve nicht mehr zuverlässig, weil die Kopulationsrückstände in der *Bursa* für die Unterscheidung oft schon zu stark degeneriert waren); Gestrichelt: Prozentsatz der Weibchen, deren *Bursa* einen schon in Zersetzung begriffenen Kopulationsrückstand aufwies

G. Die Bestimmung der Eizahl

Verschiedene Autoren (Schwerdtfeger 1929, Sachtleben 1926, Schuch 1935) weisen darauf hin, daß die Zahl der Eier, welche sich in den Ovarien befinden, für den Entwicklungszustand der Käfer charakteristisch sei.

Unter der Eizahl können wir verschiedenes verstehen:

1. Die Gesamtzahl der Eier, ohne Rücksicht auf die Größe.
2. Die Zahl jener Eier, welche voraussichtlich bei der nächsten Eiablage abgestoßen werden, also jene Eier am untern Ende der Ovariolen, welche im gleichen Entwicklungszustand sind und sich deutlich von den obern, kleinern abheben (Abbild. 14 c).

Beide Eizahlen kann man entweder auf ein ganzes Ovar oder nur auf eine Variole beziehen.

Bei der Untersuchung der bereits mehrfach erwähnten Proben von Leimbach wurde folgendes Verfahren gewählt: Die Käfer wurden nach dem feldmäßigen Verfahren geöffnet. Bei relativ reifen Ovarien sieht man sofort, ob sich je Ovariole 3, 2 oder nur 1 Ei in fortgeschrittener Entwicklung befinden. Wenn diese Zahl nicht bei allen Ovariolen dieselbe war, so wurde die häufigste gewählt. Bei unentwickelten Eiern kurz vor der Eiablage wurde auf die Bestimmung der Eizahl verzichtet. Diese Methode hat sich bewährt. Die Resultate sind in Tabelle 7, Kolonne 12—15 und Abb. 32 zusammengestellt. Es zeigte sich, daß bei der ersten Eiserie in den meisten Fällen drei Eier zur Entwicklung gelangen (über 70 %). Bei der zweiten Eiserie sind es in den weitaus meisten Fällen nur noch zwei (über 75 %); die Zahl 3 kam gar nicht vor. (Dieses Resultat steht in einem gewissen

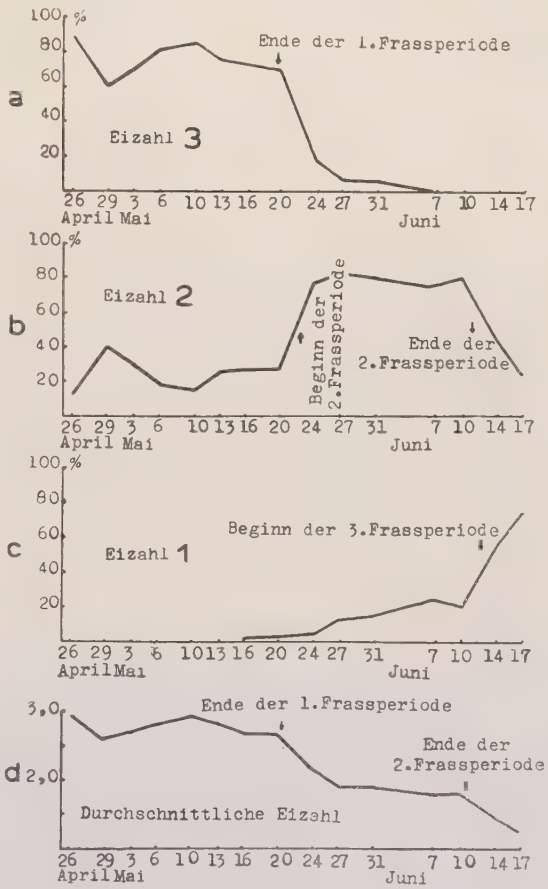


Abb. 32. Zahl der in rascher Entwicklung befindlichen Eier je Ovariole

Gegensatz zu den Zuchtresultaten SCHUCHS 1938 a, der in einzelnen Fällen auch noch in der zweiten Ablage über 24 Eier je Weibchen erhielt, wir müssen jedoch in Laboratoriumszuchten immer mit etwas anderen Resultaten rechnen als im Freiland.) Bei der dritten Eiserie entwickelte sich vielfach nur noch ein Ei je Ovariole, der Durchschnitt fiel unter 1,5. Wir haben hier also ein recht gutes Merkmal, welches uns gestattet, auf Grund der Untersuchung einer Anzahl Käfer zu entscheiden, welche Eiserie gerade in Entwicklung steht.

H. Die Bestimmung des Reifezustandes des untersten Eies

1. Nach grober Schätzung

Diese Methode erwies sich wegen ihrer raschen Durchführbarkeit als brauchbar.

Es wurden folgende Gruppen gebildet:

1. Das unterste Ei hat sich noch gar nicht weiterentwickelt. Es ist noch nicht feststellbar, ob sich je Ovariole 1, 2 oder 3 Eier gleichzeitig weiterentwikkeln werden.
2. Die Entwicklung des untersten Eies ist deutlich erkennbar. Die Einschnürungen zwischen den sich entwickelnden, noch weichen Eiern sind nur undeutlich erkennbar.
3. Die Einschnürungen zwischen den fast reifen Eiern sind deutlich geworden. Die Eier sind nicht mehr so weich wie früher und haben ihre volle Größe erreicht.

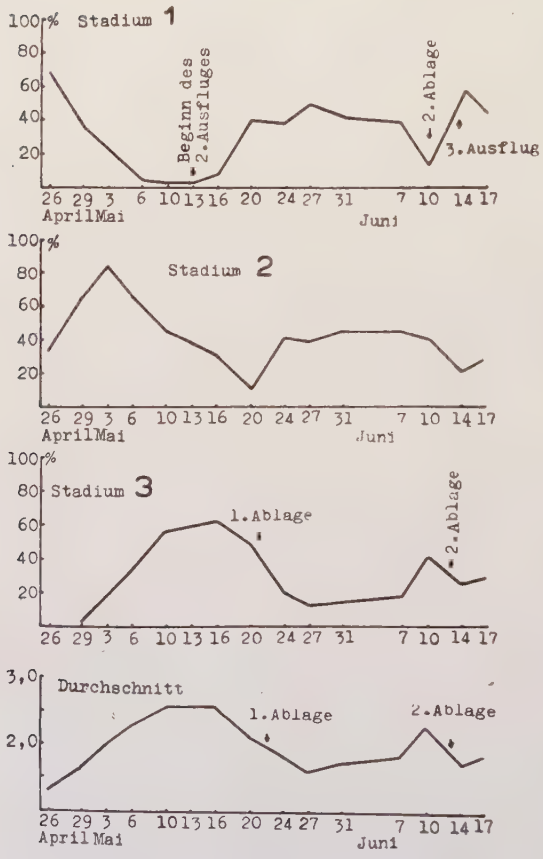


Abb. 33. Stadium der Entwicklung des untersten Eies der Ovariolen (Schätzung, drei Kategorien)

Die Ergebnisse der Untersuchung der Proben aus Leimbach sind in Tabelle 7, Kolonne 8—11 und Abb. 33 zusammengestellt. Die Resultate befriedigen schon bei dieser groben Beurteilung: Am Anfang sind die meisten Ovarien im Stadium 1, welches nach Beendigung des ersten Ausfluges verschwindet. Nach dem 10. Mai treten die ersten

„sekundären Fraßkäfer" auf, deren Ovarien wieder ganz unentwickelt sind. Wegen der schlechten Witterung zog sich der Rückflug sehr lange hin, und die Eientwicklung war schleppend. Am 27. Mai war der erste Rückflug beendigt, am 7. Juni der zweite Ausflug. Der dritte Ausflug setzte am 10. Juni ein, der zweite Rückflug war am 14. Juni beendet. Die Entwicklung der dritten Eiserie begann zwar noch, aber sie hat praktisch keine Bedeutung mehr, da zu dieser Zeit am untersuchten Waldrand nur noch ganz vereinzelte Käfer gefunden werden konnten.

Die vorgeschlagene Methode ist geeignet, ein Bild zu geben über die Zahl und den Zeitpunkt der Eiablagen. Dann kann man sich auch ein Bild über die praktische Bedeutung machen, indem man die zu dieser Zeit noch vorhandenen Käfer in Betracht zieht.

2. Die Bestimmung des Eifaktors

Schwerdtfeger 1929 hat fortlaufend die Entwicklung des untersten Eies durch Messung der Länge und der Breite kontrolliert und aus diesen beiden Größen einen sogenannten Eifaktor berechnet. Diese präzise Methode eignet sich nicht für große Serienuntersuchungen. Es ist aber auch kein so genaues Verfahren notwendig, wenn man bedenkt, wie groß die Schwankungen der Größe der Eier sind. Das vorliegende Beispiel (Abb. 33) zeigt, daß eine grobe Schätzung genügt, wenn man eine große Anzahl von Käfern berücksichtigt.

3. Kontrolle der Eientwicklung mit Hilfe von Mikrotom und Mikroskop

Wir können auf Grund mikroskopischer Schnitte entscheiden, wieweit die Entwicklung eines Eies fortgeschritten ist. Auch diese Methode eignet sich für genaue wissenschaftliche Untersuchungen.

J. Kontrolle der *Corpora lutea*

Die Untersuchung an Hand von Schnitten kommt aus Zeitgründen nur ganz ausnahmsweise in Betracht.

Für schnelle Serienuntersuchungen kann folgendes Verfahren empfohlen werden, welches meist zum gewünschten Erfolg führt: Die Ovariolen werden beim Sezieren in Dioxan gelegt (Romeis 1943, § 355); anschließend kommen sie direkt in Xylol. Nach etwa 20 Minuten sind sie so durchsichtig, daß man die *Corpora lutea* unter der Binokularlupe erkennen kann. Die Verwendung von Dioxan macht die langwierige Überführung durch die Alkoholreihe überflüssig und liefert gleichwertige Resultate. Die Kontrolle der *Corpora lutea* hat geringe Bedeutung, da sie uns nicht mehr sagen kann als die andern einfacheren Methoden. Auf diese Tatsache hat schon Schwerdtfeger 1928 hingewiesen.

ANHANG

Prognose für die chemische Bekämpfung

Großangelegte Bekämpfungsaktionen mit chemischen Mitteln erfordern eine genaue Überwachung. Die Behandlungstermine sind von entscheidender Bedeutung: Gleichzeitig mit dem Ausflug der Maikäfer erfolgt der Austrieb der Waldbäume. Wir sind daher gezwungen, die Behandlung so weit hinauszuzögern, als wir es im Hinblick auf die erste Eiablage verantworten können, um möglichst viele Blätter mit einem Wirkstoffbelag zu versehen. Es kommen also für die Behandlung nur wenig Tage in Frage. Da das Wetter auch noch eine entscheidende Rolle spielen kann, indem es sowohl Austrieb wie Eientwicklung verzögert oder beschleunigt, kann man meist erst hinterher genau feststellen, wann die Behandlung hätte stattfinden sollen. Für den erwähnten Waldrand in Leimbach wäre die Zeit zwischen dem 9. und dem 13. Mai am günstigsten gewesen. Die Eiablage hatte zu diesem Zeitpunkt zwar schon begonnen, doch setzte der Rückflug erst mit dem 15. Mai mit voller Stärke ein. Bei wärmerem Wetter allerdings wäre man mit einer solchen Prognose viel zu spät gekommen.

Wie würde sich die Organisation der Vorbereitung einer solchen Bekämpfungsaktion gestalten?

Es sei angenommen, die Aktion werde von einer zentralen Stelle aus geleitet und es bestehe die Möglichkeit, einige Personen für die Mithilfe zu verpflichten. Jedem dieser Helfer wird eine Anzahl sorgfältig ausgewählter Waldränder zugewiesen. Dabei werden neben besonders schattigen und besonders sonnigen in erster Linie die erfahrungsgemäß am stärksten beflogenen Partien berücksichtigt. Die Helfer kontrollieren vom Beginn des Schwärmens an jeden Tag 300 Käfer auf das Geschlechtsverhältnis. Außerdem muß nach einem festgelegten Schema der Austrieb der Bäume beurteilt werden. Der Befund wird fortlaufend an die Zentralstelle gemeldet. Jeden zweiten und dritten Tag werden außerdem von den verschiedenen Waldrändern je 100 Weibchen in einer verschlossenen Büchse an die Zentralstelle gesandt, wo sie auf den Zustand der Ovarien untersucht werden.

Wann ist für ein bestimmtes Gebiet der Zeitpunkt für die Behandlung gekommen?

Diese Frage kann nicht generell beantwortet werden. Wenn die Bäume schon fertig ausgetrieben haben im Augenblick, da das Geschlechtsverhältnis ausgeglichen ist, hat es keinen Sinn mehr, mit der Behandlung zu warten. (Im Beispiel von Leimbach 6. Mai.) Wenn zu diesem Zeitpunkt der Blattaustrieb erst im Gange ist, so darf man noch etwas zurückhalten, spätestens aber bis die ersten „sekundären Fraßkäfer" auftreten. (Alter Kopulationsrückstand in der *Bursa*, Eier in den Ovarien ganz unentwickelt.) Bei der Prognosenstellung muß man sich immer Rechenschaft darüber ablegen können, wieviel Zeit die

ganze Behandlung in Anspruch nehmen wird. Der Beginn der Aktion muß so früh angesetzt werden, daß die Behandlung auf alle Fälle abgeschlossen ist, wenn der erste Rückflug voll einsetzt. (Im Beispiel 16. Mai, durch schlechtes Wetter wenigstens eine Woche verspätet.) Nach der Behandlung sollten die Waldränder weiter genau beobachtet werden. Es kann vorkommen, daß unter besonderen Bedingungen plötzlich wieder Käfer auftauchen, die genügend unbehandelte Blätter als Nahrung vorfinden, da der Austrieb inzwischen weitergegangen ist. Solche Waldränder müssen ein zweites Mal behandelt werden.

Zusammenfassung

Die Arbeit befaßt sich fast ausschließlich mit *Melolontha vulgaris* F. (= *M. melolontha* L.).

Der erste Teil gibt einen Überblick über die allgemeine Entwicklung des Maikäfers. Besonders berücksichtigt wird der Zeitpunkt der Häutungen des Engerlings in den verschiedenen Entwicklungszyklen. Im dreijährigen Zyklus häutet sich die Junglarve im Herbst des Flugjahres zum ersten- und im darauffolgenden Sommer zum zweitenmal. In zwei hochgelegenen Gebieten Graubündens (Filisur und St. Maria) herrscht der vierjährige Zyklus, und zwar fliegt dort vorwiegend *M. hippocastani* F.

Auf Grund von Mikrotomschnitten folgt im zweiten Teil eine Darstellung des Aufbaues der weiblichen Geschlechtsorgane von *M. vulgaris*. Das Follikelepithel ernährt die jungen Eier, wie dies Mollison 1904 erkannte. Die vom gleichen Autor beschriebenen Nährstränge konnten nicht nachgewiesen werden. Die Eientwicklung erfolgt bei *Melolontha* also nach dem panoistischen Typus.

Das Studium der Rückbildung der *Corpora lutea* ergab, daß vor der zweiten Eiablage die Überreste des Follikelepithels der ersten Eiserie fast vollständig abgebaut werden, so daß man nach der zweiten Eiablage nichts mehr davon feststellen kann.

In Anlehnung an ältere Arbeiten von Graber und Voeltzkow werden im dritten Teil einige Probleme der Embryonalentwicklung besprochen. Neu wurde festgestellt:

1. Die Oberlippe wird paarig angelegt.
2. Vor und hinter den Antennen können Rudimente von Anhängen eines prä- und eines postantennalen Segmentes nachgewiesen werden.
3. Das Mitteldarmepithel entsteht aus zwei gabelartigen Auswüchsen der Vorder- und Enddarmeinstülpungen.

Der vierte Teil der Arbeit gibt eine Zusammenstellung der Methoden für die Beurteilung des Reifezustandes der Maikäferweibchen und für die Kontrolle der Eiablagen.

Für große Serienuntersuchungen wurden folgende Verfahren ausgearbeitet:

1. Kontrolle des Geschlechtsverhältnisses am Fraßplatz.
2. Kontrolle der Zahl der Eier, welche sich je Ovariole für die nachfolgende Eiablage entwickeln (Eizahl):
   1. Eiserie durchschnittlich mehr als 2,5.
   2. „ „ 1,8—2,2.
   3. „ „ weniger als 1,5.
3. Die Größe des untersten Eies in den Ovariolen.

Die drei Kontrollverfahren ermöglichen zusammen eine zuverlässige Kontrolle von Zahl, Zeitpunkt und praktischer Bedeutung der verschiedenen Eiablagen.

Im Anhang werden Vorschläge gemacht für die wissenschaftliche Überwachung großer Bekämpfungsaktionen.

Literaturverzeichnis

AHRENS, W., 1935, Die Entwicklung des *Corpus luteum* bei Insekten. Zeitschr. f. mikr. Anat. **37**, 467—500.

BLUNCK, H., 1937, Der Stand der Maikäferfrage. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz **47**, 257—277.

— — 1938 a, Über die Möglichkeiten zur Verhinderung der Eiablage des Maikäfers auf landwirtschaftlich genutzten Flächen. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz **48**, 27—39.

— — 1938 b, Das Schrifttum über die Möglichkeiten zur Bekämpfung der Maikäferengerlinge mit chemischen und mechanischen Mitteln. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz **48**, 64—87.

— — 1938 c, Über die Möglichkeiten zur Bekämpfung der Maikäferengerlinge mittels landwirtschaftlicher Kulturmaßnahmen. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz **48**, 253—272.

— — 1938 d, Feinde und Krankheiten des Maikäfers. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz **48**, 488—507.

— — 1938 e, Über die Ursachen des Massenwechsels des Maikäfers. VII. Intern. Kongreß für Entomologie. Berlin.

BLUNCK, MEYER, NEU, 1939, Untersuchungen über Maikäfer und Engerlinge. Anz. f. Schädlingskunde **15**, 61—67.

BOAS, 1892, Organe copulateur et accouplement du hanneton. Kobenhavn.

BRAUN, W., 1946, Heutiger Stand der Bekämpfung der Maikäfer und Engerlinge. Schweiz. landw. Monatshefte **24**, 344.

BUHL, 1939, Die Frage der Einwirkung von Überschwemmungen auf die Maikäferengerlinge. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz **49**, 271—275.

COLEOPTERORUM CATALOGUS, 1912, Pars 49 Scarabaeidae. Melolonthinae III S. 266. Berlin.

DECOPPET, 1920, Le Hanneton. Lausanne, Genève.

EIDMANN, 1941, Lehrbuch der Entomologie. Berlin.

ENÉ ILIE-MIRCEA, 1942, Experimentaluntersuchungen über das Verhalten des Maikäferengerlings (*Melolontha spec.*). Zeitschr. f. angew. Entomologie **29**, 529—600.

ESCHERICH, 1916, Die Maikäferbekämpfung im Bienwald. Flugschr. 3 der deutschen Ges. f. angew. Entomologie. Berlin.

HEER, O., 1941, Über geographische Verbreitung und periodisches Auftreten des Maikäfers. Zürich.

JANCKE, O., 1928, Beiträge zur Biologie und Bekämpfung des Maikäfers. Zeitschr. f. angew. Entomologie **13**, 97—107.

Johannsen and Butt, 1941, Embryology of Insects and Myriapods. 462 S. New York und London.

Graber, V., 1888 a, Über die Polyploidie bei Insekten-Embryonen. Morph. Jahrbuch **13**, 586—612.

— — 1888 b, Vergleichende Studien über die Keimhüllen und die Rückenbildung bei Insekten. Denkschr. d. K. Akad. d. Wiss. Wien. Math.-nat. Cl. **55**, 106—162.

— — 1889, Vergleichende Studien über die Embryologie der Insekten, insbesondere der Musciden. Denkschr. d. K. Akad. d. Wiss. Wien. Math.-nat. Cl. **56**, 257—314.

— — 1890, Vergleichende Studien am Keimstreifen der Insekten. Denkschr. d. K. Akad. d. Wiss. Math.-nat. Cl. **57**, 621—734.

— — 1891, Beiträge zur vergleichenden Embryologie der Insekten. Denkschr. d. K. Akad. d. Wiss. Wien. Math.-nat. Cl. **58**, 803—866.

Korschefsky, 1940, Bestimmungstabelle der häufigsten deutschen Scarabaeidenlarven. Arb. phys. angew. Entomologie **7**, 41—52.

Leuckart, Zool. Wandtafeln 37, Maikäfer (*Melolontha vulgaris*). Kassel.

Leuzinger, Wiesmann, Lehmann, 1926, Zur Kenntnis der Anatomie und Entwicklungsgeschichte der Stabheuschrecke *Carausius morosus* Br. Jena.

Linder, A., 1945, Statistische Methoden für Naturwissenschafter, Mediziner und Ingenieure. 150 S. Basel.

Meunier, K., 1929, Experimentelles über den Schwärmtrieb und das periodische Auftreten verschiedener Aktivitätsformen beim Maikäfer. Zeitschr. f. angew. Entomologie **14**, 92—139.

Mollison, 1904, Die ernährende Tätigkeit des Follikelepithels im Ovarium von *Melolontha vulgaris*. Zeitschr. wiss. Zool. **77**, 529—545.

Neu, W., 1938, Unterschiede im Schwärmverlauf von *Melolontha hippocastani* F. und *Melolontha melolontha* L. VII. Intern. Kongreß f. Entomologie 2231—2240. Berlin.

— — 1941 a, Der Maikäferflug an der Bergstraße. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz **52**, 249—261.

— — 1941, Beiträge zur Biologie des Feldmaikäfers *Melolontha melolontha* L. I. Die Schwärmbahnen des Feldmaikäfers. Zeitschr. f. Morph. u. Ökol. d. Tiere **37**, 565—583.

Poloshenzeff, P., 1932, Die Ergebnisse der Untersuchungsarbeiten über Maikäfer (*Melolontha hippocastani* F.) und andere Forstschädlinge im Versuchsrevier Borowoje. Samara. Ref. in Zeitschr. f. angew. Entomologie **23**, 502.

Regnier, 1946 a, Les recherches sur les hannetons Cte.-rd. des séances de l'acad. d'agric. d. Fr. **32**, 799—804.

— — 1946 b, Recherches sur la biologie des vers blancs de première année; étude de moyen de lutte. Cte.-rd. d. s. d. l'ac. d'agr. d. Fr. **32**, 807—811.

— — 1948, Résultats des recherches de 1947 sur les vers blancs. Cte.-rd. d. s. d. l'ac. d'agr. d. Fr. **34**, 684.

Riggert, E., 1938, Beobachtungen und Untersuchungen über den Maikäferflug 1938 in Ostholstein. Arb. phys. angew. Entomologie **6**, 367—378, **7**, 59—66. Berlin-Dahlem.

Romeis, 1943, Taschenbuch der mikroskopischen Technik. 14. Aufl. Berlin.

Saalas Uunio, 1939, Über den Maikäfer in Finnland. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz **49**, 42—50.

Sachtleben, 1926, Versuche zur Maikäferbekämpfung mit arsenhaltigen Stäubemitteln. Arb. a. d. Biol. Reichsanst. f. Land- und Forstwirtschaft **15**, 19—46.

Scheidter, 1946, Forstentomologische Beiträge. 6. Über die Eiablage des Maikäfers. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz **26**, 155—159.

Schneider-Orelli, O., 1947, Entomologisches Praktikum. II. Aufl., 237 S. Aarau.

— — und Braun, W., 1943, Die Grenzverschiebungen zwischen Berner- und Urnerflugjahrsgebieten des Maikäfers in der Umgebung von Zürich. Festgabe zum 70. Geburtstag von Prof. Dr. Volkart.

Schneider-Orelli, 1949, Die Maikäferflugjahre in der Schweiz nach dem Stand der Untersuchungen von 1948. Zeitschr. f. Obst- und Weinbau **58**, 105—109.
Schuch, 1935, Beobachtungen über die Biologie des Maikäfers. Arb. phys. angew. Entomologie **2**, 157—174.
— — 1938 a, Laboratoriumsuntersuchungen über den Lebenslauf des Maikäfers. Arb. phys. angew. Entomologie **5**, 166—177.
— — 1938 b, Einfluß der Feuchtigkeit auf das Eistadium des Maikäfers. Arb. phys. angew. Entomologie **5**, 220—226.
Schwerdtfeger, F., 1928, Untersuchungen über die Entwicklung des weiblichen Geschlechtsorgans bei *Melolontha melolontha* L. während der Schwärmzeit. Zeitschr. f. angew. Entomologie **13**, 267—300.
— — 1937, Über den Einfluß des Lebensraums auf den Maikäfer. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz **47**, 603—612.
— — 1938, Laboratoriumsuntersuchungen über die Lebensdauer der Maikäfer. Anz. f. Schädlingskunde **14**, 1—5.
— — 1939 a, Untersuchungen über die Wanderungen des Maikäferengerlings. Zeitschr. f. angew. Entomologie **26**, 215—252.
— — 1939 b, Über den Einfluß der Winterkälte auf den Maikäferengerling. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz **49**, 95—106.
Snodgrass, 1935, Principles of Insects Morphology New York.
Stein, 1947, Die weiblichen Geschlechtsorgane der Käfer. Berlin.
Straus-Durckheim, 1828, Considérations générales sur l'anatomie comparée. Hanneton vulgaire. 434 pag. Paris.
Subklew, 1937, Zur Kenntnis der Larven der Melolonthirae. Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz **47**, 18—34.
— — 1938, Zur Morphologie der Larve von *Melolontha hippocastani* Fabr. Archiv f. Nat. Gesch. N. F. **7**, 270—304.
Thiem und Steudel, 1941, Berichte aus der biologischen Reichsanstalt **63** 49.
Thompson, A Catalogue of the Parasites and Predators of Insect pests. section I Part. I p. 77 Belleville, Ont. Kanada.
Tur, J., 1920, Observations sur l'oogénèse chez le hanneton (*Melolontha vulgaris*). Bull. biol. d. Fr. Belg. **54**, 37—57.
Voeltzkow, A., 1889, *Melolontha vulgaris*. Ein Beitrag zur Entwicklung im Ei bei Insekten. Arb. a. d. zool. zoot. Inst. **9**, 49—64. Würzburg.
Weber, 1933, Lehrbuch der Entomologie. Jena.
Wielowieyski, 1908, Weitere Untersuchungen über die Morphologie und Entwicklungsgeschichte des Insektenovariums. III. Mitteilung. Anz. d. Akad. d. Wiss. in Krakau. Math.-nat. Cl. **1908**, 441—748.
Wiesmann, siehe Leuzinger, Wiesmann, Lehmann.
Wigglesworth, 1947. The Principles of Insect Physiology III. Ed. London.
Zweigelt, Fr., 1928, Der Maikäfer. Studien zur Biologie und zum Vorkommen im südlichen Mitteleuropa. Beiheft 9 zur Zeitschr. f. angew. Entomologie. 453 S.

Weitere Mitteilungen über die Ameisenfauna Nordostkareliens:

IV. Über die Koloniengründung von *Camponotus herculeanus*

Von

K. Hölldobler

Eine der auffälligsten Erscheinungen in der Fauna des riesenhaften nordostkarelischen Waldgebietes ist das häufige Auftreten der Roßameise, *Camponotus herculeanus*. Ich habe darüber in einer anderen Arbeit schon einmal berichtet. *Herculeanus* kann als typische Vertreterin der nordkarelischen Ameisenfauna gelten. In Deutschland kreuzen sich die Gebiete des häufiger erdbewohnenden *ligniperda* mit dem fast nur baumbewohnenden *herculeanus*, aber auch hier zeigt sich schon die größere Anpassung von *herculeanus* an rauheres Klima und an Höhenlagen. Ich glaube, wir können den arboricolen *herculeanus* in Deutschland als glaciales Relict betrachten, während *ligniperda* sich in Anpassung an das gemäßigte Klima entwickelt hat und sekundär wieder mehr terricol geworden ist. Der Lebensraum des nordischen Urwaldes stellt an die Ameisen Anforderungen, denen nur sehr widerstandsfähige Arten gewachsen sind. Allein die Tatsache, daß 7—8, manchmal fast 9 Monate des Jahres kein Ameisenleben möglich ist und die Tiere zur Winterruhe gezwungen sind, die sie teils im Winterschlaf, teils in Kältestarre verbringen, zeigt, welche ungeheure Widerstandskraft diese Ameisenstaaten brauchen. Bei Arten mit selbständiger Koloniengründung wie *Camponotus herculeanus* steigern sich die Schwierigkeiten für das junge ♀ ganz gewaltig. Eidmann weist 1943 darauf hin, daß die Ameisenstaaten durch komplizierten Nestbau die Möglichkeit haben ihre Brut an geeignete temperierte Plätze zu bringen. Diese physikalische Wärmeregulation ermöglichte es auf besondere Energiequellen zu ihrer Durchführung zu verzichten, sei dafür aber auch auf komplizierte Nestanlagen angewiesen. Es ist dabei jedoch zu bedenken, daß diese Nestanlagen erst dem größeren Ameisenstaat zur Verfügung stehen, während das in seiner Kammer abgeschlossene ♀ seine Brut aufziehen muß, ohne diese Vorteile zu haben. Es ist den Unbilden des Klimas, die über den gewählten Nistplatz hereinbrechen, ausgesetzt.

Aus solchen Gründen ist die Art der Koloniengründung von *Camponotus herculeanus* im nordischen Urwald besonders wissenswert,

zumal die Koloniengründung von *ligniperda* in der gemäßigten Zone schon in zahlreichen Versuchen studiert wurde. Ich verweise hier auf die Literaturzusammenstellung in EIDMANN (1926) und auf dessen darin wiedergegebene eigene Versuche.

Bei der unabhängigen Koloniengründung der Ameisen gibt es zwei wesentlich verschiedene Formen:

1. Die Königin verläßt den Kessel zur Nahrungssuche.
2. Die Königin verläßt den Kessel nicht, sondern erzieht die Brut aus den Reserven des eigenen Körpers.

Die erste Form ist die primitivere. Ich verweise auf meine diesbezügliche Arbeit (HÖLLDOBLER [1938]).

Für *Camponotus ligniperda* ist die zweite Form erwiesen und auch für *herculeanus* ist sie nach den bisherigen Funden und Teilbeobachtungen klar.

Bei meinen Versuchen war mir daran gelegen, die jungen ♀♀ unter möglichst natürlichen Bedingungen zu halten. Es kam mir nicht darauf an, festzustellen, wie hoch z. B. die Grenze der Hungerzeit liegt, die ein solches ♀ ertragen kann, sondern ich wollte sehen, wie die *herculeanus*-♀♀ ihre Kolonien gründen.

Der Hochzeitsflug der *herculeanus* ist in Nordostkarelien Ende Juni. Die Geschlechtstiere haben auch hier im Nest schon überüberwintert. (Siehe HÖLLDOBLER [1943].) Die Zeiten des Hochzeitsfluges decken sich in den 2 Beobachtungsjahren. Im Sommer 1942 fand ich, wie bereits mitgeteilt, viele junge entflügelte ♀♀ in der Zeit vom 23. Juni bis 2. Juli. Der Haupttag war der 25. Juli. An diesem Tag fing ich auch ein geflügeltes ♀ von *herculeanus*.

Im Sommer 1943 traten die ♀♀ in der gleichen Zeit auf.

Am 21. Juni erhielt ich 4 entflügelte ♀♀, am 24. Juni 3 entflügelte ♀♀ und ein geflügeltes ♀. Die Zahl der jungen ♀♀ war 1943 wesentlich geringer als 1942, es war also umgekehrt wie bei *Formica rufopratensis major*. Wie früher erwähnt, findet man die ♀♀ nicht nur am Boden, sondern auch an Bäumen herumsuchend.

Von den im Sommer 1942 in kleine Formicarien gegebenen ♀♀ verlor ich die meisten. 2 Tiere gingen an dem in einer früheren Arbeit erwähnten Entoparasiten zugrunde, andere verlor ich durch unglückliche Umstände. Bemerkenswert ist aber, daß keines der ♀♀ im Jahre 1942 noch Eier legte. Sie bauten sich wohl ein, aber sie legten nicht.

Das ebenfalls isolierte geflügelte ♀ zeigte keinerlei Bautrieb. Bei allen Tieren fand ich ein großes Bedürfnis Wasser aufzunehmen. Bei jeder Bewässerung der Nester tranken sie fest.

Ende September begann schon der Winterschlaf. Die Tiere hielten den Kopf gesenkt, der Thorax war leicht aufgerichtet, das Abdomen gesenkt. Es lebten von den jungen ♀♀ nur noch das geflügelte und ein entflügeltes ♀.

Der Winter war für die beiden Tiere sehr streng. Ich mußte sie häufig im warmen Bunker halten, dann wieder waren sie Temperaturen von —24° bis —27° ausgesetzt. Bei Frost waren die ♀♀ völlig erstarrt und lagen wie tot auf der Seite. Ab 9. Februar hielt ich die Tiere bei Zimmertemperaturen von bis +25° und gelegentlichem Absinken bis fast ±0°.

Am 2. März 1943 legte das befruchtete ♀ ein Ei.
3. März 1943 3 Eier im Nest, eines wird gefressen.
7. März 1943 3 Eier.
10. März 1943 3 Eier.
12. März 1943 6 Eier.
16. März 1943 7 Eier.
25. März 1943 7 Eier.
28. März 1943 Das ♀ ist krank, zeigt nur schwache Bewegungen.
30. März 1943 Das ♀ ist tot. Die 7 Eier sind unberührt und verschimmeln.

Das geflügelte, also unbefruchtete ♀ zeigte folgendes:
5. März 1943 Das ♀ scheint legen zu wollen.
6. März 1943 1 Ei, das das ♀ pflegt.
10. März 1943 2 Eier.
12. März 1943 3 Eier, sie sind heller als die des befruchteten ♀.
16. März 1943 4 Eier.

Durch meinen Urlaub setzen die Notizen nun eine Zeit aus.

Am 18. Mai 1943 übernahm ich die Formicarien wieder.
11. Mai 1943 3 Eier.
26. Mai 1943 3 Eier.
3. Juni 1943 3 Eier und und 1 kleine Larve.
4. Juni 1943 Es wird etwas Diastasehonig gefüttert.
10. Juni 1943 1 Larve und 1 Ei.
14. Juni 1943 Nur noch 1 Larve im Nest.
16. Juni 1943 Das ♀ hat sich in den letzten Tagen nicht mehr um die Brut gekümmert. Heute ist die Larve ganz verhutzelt. Das ♀ zeigt nur schwache Lebenszeichen und wird getötet und konserviert.

Die Zusammenfassung der Ergebnisse der Versuchsreihen 1942/43 hatte also folgendes Ergebnis:

1. Keines der ♀♀ legte im Jahr des Hochzeitsfluges Eier, die überlebenden beiden Tiere legten aber im Frühjahr des kommenden Jahres Eier.
2. Auch das unbefruchtete ♀ legte Eier, zeigte Brutpflegetrieb und brachte auch eine Larve hervor.
3. Durch die unzweckmäßige Überwinterung waren die ♀♀ anscheinend so geschwächt, daß sie vor Entwicklung der Brut eingingen.

4. Das Bedürfnis nach Wasseraufnahme war groß. Die ♀♀ konnten durch Bewässerung aus dem Winterschlaf geweckt werden, nicht aber aus der Froststarre.

Von den im Sommer 1943 gefangenen ♀♀ setzte ich das geflügelte ♀ und 7 entflügelte ♀♀ in kleine Zellen eines Formicars. Das Formicar bestand aus einem Kiefernbrett, in das 8 Zellen von 3 cm² geschnitten waren. Als Boden und Decke dienten Glasplatten. In jeder war ein kleiner Wattebausch, der durch ein kleines Bohrloch immer feucht gehalten wurde. Ich lasse nun die Daten aus dem Versuchsprotokoll folgen.

Tabelle 1

Datum	1. geflügelt	2.	3.	4.	5.	6.	7.	8.	Bemerkungen
21.—24. Juni 43	Einsetzen der Tiere in die Zellen des Holzformicariums								
29. Juni 43			eingegangen					dichtet den Kessel ab	
4. Juli 43	keine Eier	keine Eier	—	keine Eier	keine Eier	keine Eier	keine Eier	keine Eier	
	sucht zu entkommen	Kessel abgedichtet		Kessel abgedichtet	Kessel abgedichtet	Kessel abgedichtet	Kessel abgedichtet	Kessel abgedichtet	
6. Juli 43	keine Eier	keine Eier	—	5 Eier	keine Eier	keine Eier	keine Eier	10 Eier	
9. Juli 43	„	„	—	5 Eier	wird zu anderen Versuchen entfernt	„	„	10 Eier	
15. Juli 43	„	„	—	10 Eier	—	„	„	8 Eier	
19. Juli 43	„	„	—	7 Eier	—	„	„	8 Eier	
24. Juli 43	„	„	—	7 Eier	—	„	5 Eier	9 Eier	
30. Juli 43	„	„	—	7 Eier	—	„	5 Eier	7 Larven 2 Eier	Eiperiode 20 Tage
5. Aug. 43	„	„	—	6 Eier 1 Larve	—	„	5 Eier	7 Larven	Eiperiode 26 Tage
Durch eine Reise fallen die Aufzeichnungen für einige Zeit aus									
28. Sept. 43	keine Eier	keine Eier	—	6 Larven	—	keine Eier	3 Larven	♀ tot das Klümpchen Larven ist noch frisch	

Im Laufe des Oktober zeigten die ♀♀ mehr und mehr Schlafstellung. Sie hatten den Kopf gesenkt, und das Abdomen tief. Das Tier Nr. 4 hatte sich ganz zusammengekrümmt und hielt sein Larvenklümpchen zwischen der Gasterspitze und den Mandibeln. Bei Bewässerung wurden die Tiere meist lebhaft und tranken; bald aber schliefen sie wieder. Ab 24. Oktober hielt ich sie kühl. Im ersten Teil des Winters waren die Temperaturen am Platze, an dem ich die

Nester aufgestellt hatte, um 0°, meist etwas darunter, aber nicht unter — 10°. Es kam auch zu vorübergehender Erwärmung. In der zweiten Winterhälfte waren die Nester lange Zeit Temperaturen unter — 10° bis — 30° ausgesetzt. Die Nester waren in Tuch eingeschlagen und standen in einer Kiste. Am 21. März nahm ich meine Formicarien allmählich in wärmere Räume. Am 26. März stellte ich sie im warmen Zimmer auf. Im Freien waren die Tiere zu einer viel längeren Winterruhe gezwungen gewesen, da erst Mitte Mai die Temperaturen so waren, daß in günstig gelegenen Baumverstecken die jungen *Camponotus*-♀♀ aus dem Winterschlaf hätten erwachen können. Da aber im Formicar durch Transporte und anderes die Winterruhe ohnedies nicht so störungsfrei war wie im Freien, wollte ich die Tiere nicht noch mehr belasten. Bei der Auswinterung zeigte sich, daß nur noch Nr. 1, 2 und 4 lebten. Nur 4 hatte noch ihre 6 kleinen Larven, die seit dem Schlüpfen aus dem Ei kaum gewachsen waren. Die weitere Entwicklung verlief folgendermaßen:

Siehe Tabelle Seite 588

Die Ergebnisse der Versuche sind recht bemerkenswert, da sie zum Teil ganz anders sind als die Ergebnisse der Eidmannschen Versuche.

Eidmann schreibt: „Die Eiablage beginnt also bei beiden Unterarten unmittelbar nach dem Hochzeitsflug, und es werden im Verlauf weniger Tage etwa 14 Eier abgelegt."

Bei meinen Versuchen legte in den beiden Beobachtungsjahren keines der ♀♀ unmittelbar nach dem Hochzeitsflug Eier. Die Zeit des Beginnes der Eiablage war recht verschieden. Nur ein Teil der Weibchen legte überhaupt im Jahre des Hochzeitsfluges Eier, die anderen begannen mit dem Legen erst im darauffolgenden Frühjahr. Ich stimme nach diesen Beobachtungen an *herculeanus* in Karelien der Ansicht Viehmeyers zu, die Eidmann in der erwähnten Arbeit zitiert, daß nämlich die Eiablage nicht immer sofort nach dem Hochzeitsflug stattfindet. Ob sich *ligniperda* anders verhält wie *herculeanus,* weiß ich nicht. Möglicherweise treten diese Unterschiede auch bei *herculeanus* im Norden deutlicher hervor als in Deutschland. Von einem Cenobioseinstinkt kann man auch bei *herculeanus* nicht sprechen. Ich verweise auch hier auf meine Koloniengründungsversuche bei *Formica gagates* (Hölldobler [1936]). Die ♀♀ trinken fast bei jeder Bewässerung. Dieses Trinken entspricht aber durchaus den natürlichen Verhältnissen, da auch in freier Natur in den Kessel häufig Wasser eindringt und den Tieren Gelegenheit zum Trinken gegeben ist. Im Gipsnest tun sich die Tiere recht schwer, den Durst zu stillen. Sehr ausgesprochen ist der Trieb sich im Kessel abzuschließen. Jede Lücke wird sorgsam immer wieder abgedichtet. Dieser Abschlußtrieb wird erst durch die Befruchtung ausgelöst. Die jungfräulichen geflügelten ♀♀ zeigten ihn nicht. Der Brutpflegetrieb ist auch bei ihnen deutlich.

Tabelle 2

Datum	1. Geflügelt	2.	4.	Bemerkungen
26. März 44	Hat nicht abgedichtet keine Eier	Hat abgedichtet keine Eier	Hat neu abgedichtet 6 Larven	
28. März 44	„	„	Turgor der Larven hat zugenommen	
12. April 44	„	„	3 Larven sind deutlich gewachsen	
14. April 44	„	„	3 Larven sind weiter gewachsen, 2 Larven haben etwas aufgeholt. 1 Larve ist zurückgeblieben. 2 neue Eier	
17. April 44	„	„	3 frische Kokons, 1 große Larve, 1 kleinere Larve, 1 zurückgebliebene Larve, 3 Eier	Wachstumszeit der ersten Larve bis zur Spinnreife 22 Tage
18. April 44	„	4 Eier	3 Kokons, 2 große Larven, 1 zurückgebliebene Larve, 4 Eier	
19. April 44	„	7 Eier	4 Kokons, 1 Kokon zeigt Kotfleck. Eine Larve spinnt sich ein, 1 kleine zurückgebliebene Larve, 4 Eier	
21. April 44	„	8 Eier	5 Kokons, Wachstum der kleinen Larve deutlich, 12 Eier	
25. April 44	„	8 Eier	Die letzte Larve ist herangewachsen und spinnt sich ein. Es sind nun 6 Kokons und 12 Eier	Wachstumszeit der letzten Larve 6 Tage
28. April 44	„	6 Eier	6 Kokons, 16 Eier	
4. Mai 44	„	8 Eier	6 Kokons, 16 Eier	
5. Mai 44	„	„	Bei einem Kokon schimmern die Augen durch	
8. Mai 44	„	„	1 Puppe scheint deutlich durch	
9. Mai 44	„	„	3 Puppen schimmern deutlich durch	
10. Mai 44	„	3 Larven, 5 Eier	6 Kokons, 3 Larven, 20 Eier	Eiperiode 22 Tage und 26 Tage
11. Mai 44	„	Das ♀ entkommt beim Abdecken des Nestes	1 sehr kleine ♀, 5 Kokons, 20 Eier, 3 Larven	
			Am Abend schlüpfen noch 2 sehr kleine ♀♀	Kokonzeit 25 Tage

Das Versuchstier vom Sommer 1942 zeigt sich als recht besorgte Brutpflegerin.

Die ausreichende Möglichkeit des Wassertrinkens scheint die Kräfte der ♀♀ sehr zu schonen. So ist es erklärlich, daß ♀ Nr. 4 alle 6 überwinterten Larven zur Verpuppung brachte, 5 dabei fast gleichzeitig, und noch ein Frühjahrsgelege von 23 Eiern unangetastet ließ.

Für die Entwicklungszeiten der Brut werden aus meinen Versuchen auch andere Werte ermittelt, als die von EIDMANN gefundenen. So gibt EIDMANN eine Eiperiode von 6—7 Wochen an, während bei meinen Versuchen die Eiperiode zwischen 20 und 26 Tagen schwankte, also wesentlich kürzer war. Die Wachstumsperiode der Larven ist in meinen wie in den EIDMANNschen Versuchen sehr kurz. Für die zuerst entwickelte Larve in EIDMANNS Versuch errechnen sich etwa 12 Tage Wachstumszeit, bei der ersten Larve meines Versuches betrug die Zeit des Wachsens der Larve 22 Tage. Wenn man nur das deutlich sichtbare Größerwerden vom 12. April an rechnet, ist die Wachstumsperiode sogar nur 5 Tage. Die zuerst zurückgehaltene letzte Larve brauchte bis zur Spinnreife 6 Tage. Die Kokonzeit ergab wieder beträchtliche Unterschiede.

Die ☿ im Versuch EIDMANNS verbrachte 85 Tage im Kokon, in meinen Versuchen dauerte die Kokonzeit nur 25 Tage. Ich nehme nun nicht an, daß diese großen Unterschiede in einer Verschiedenheit von *herculeanus* und *ligniperda* zu suchen sind, sondern glaube, daß äußere Umstände die Ursache sind. Möglicherweise wirken sich die im Frühjahr zur Zeit der Versuche schon sehr lang werdenden Tage des Nordens auf diese Entwicklungszeiten beschleunigend aus.

Zur Ergänzung der Koloniengründungsversuche füge ich noch einige andere Beobachtungen an:

Am 3. September 1942 fand ich bei Kiestinki an einer steinigen trockenen Halde unter einem Stein im Holzmulm eine *Camponotus herculeanus* ♀ mit einer winzig kleinen ☿. Der ursprüngliche Kessel war schon etwas erweitert. Es ist denkbar, daß die ♀ mehrere ☿☿ hatte, die aber gerade außerhalb des Nestes waren. Brut war nicht im Nest. Ich nehme an, daß es sich hier um eine Koloniengründung durch ein Frühjahrsgelege handelte. Ich nahm die ♀ und die ☿ mit und setzte sie in ein kleines Formicar. Die ☿ arbeitete sich bald zu einer leicht abgeschlossenen Nebenkammer durch und zog mit der ♀ dort ein. Am 10. September 1942 ging die ☿ ans Futter. Am 11. September 1942 beobachtete ich wie sie die ♀ fütterte. Die Königin hatte die Kiefer gespreizt, keines der Tiere zeigte Fühler- oder Beinbewegungen. Die ♀ hatte bald ein dickes Abdomen. Die ☿ ging am 13. September ein. Sie wurde von der ♀ ganz fein zernagt und gefressen. Das ♀ verließ seine Zelle nicht, sondern dichtete sie wieder ganz ab. Das Tier kam auch gut über die Strapazen des Winters und begann am 4. März 1943 zu legen. Das Weibchen legte im ganzen 8 Eier und ging am 30. März ein, ohne den Kessel zur Futtersuche

verlassen zu haben. Im August 1942 hatte ich in einer Kiefer ein starkes *herculeanus*-Nest freigelegt, und das ♀ mit Brut und ☿☿ in ein Glas gegeben, in das ich ein Stück Holz mit Kammern aus einem Nestbaum gestellt hatte. Die kleine Kolonie lebte sich gut ein. Das ♀ war sehr rege und eifrig in der Brutpflege mittätig. Am 16. August legte das ♀ eine Anzahl Eier, die sie als Klümpchen selbst betreute und zwischen den Kiefern trug. Bis zum Winter war ein Klümpchen kleiner junger Larven im Nest. Die genauen Entwicklungsdaten konnte ich nicht kontrollieren. Zur Überwinterung schloß sich die kleine Kolonie in einer Kammer des Holzes ab. Durch die Strapazen der Überwinterung, die ich schon erwähnte, gingen alle ☿☿ ein. Auch die Larven waren nicht mehr lebensfähig. Das ♀ machte sich aber unverzagt an eine neue Koloniengründung, sie begann am 4. März zu legen. Die Koloniengründung wurde aber nicht vollendet. Das Tier ging im Juni ein.

Zusammenfassung

1. Die ♀♀ von *Camponotus herculeanus* gründen die Kolonien selbständig in einem abgeschlossenen Kessel, den sie nicht verlassen.
2. Während der Koloniengründung suchen die ♀♀ keine Nahrung, zeigen aber ein starkes Bedürfnis Wasser zu trinken.
3. Der Abschlußtrieb wird erst durch die Befruchtung ausgelöst, währenddem Brutpflegetrieb auch unbefruchtete ♀♀ zeigen.
4. Das erste Gelege wird von den verschiedenen ♀♀ zu recht verschiedener Zeit gelegt. Von den Versuchstieren legte keines unmittelbar nach dem Hochzeitsflug. Ein Teil der ♀♀ legte erst im nächsten Frühjahr. ♀♀, die im Jahre des Hochzeitsfluges legen, überwintern mit kleinen Larven. Solche ♀♀ können im Frühjahr vor Abschluß der Koloniengründung ein weiteres Gelege hervorbringen.
5. Auch jüngere Kolonien von *Camponotus herculeanus* können ohne Brut überwintern.
6. Auch ältere ♀♀ zeigen lebhaften Brutpflegetrieb und versuchen, wenn sie isoliert werden, eine neue Kolonie zu gründen.

Schrifttum

H Eidmann, 1926, Die Koloniengründung der einheimischen Ameisen. Z. f. vergl. Physiologie 3. Bd., H. 6.
— — 1943, Die Überwinterung der Ameisen. Z. f. Morphologie und Ökologie der Tiere 39. Bd., 2. H.
K. Hölldobler, 1936, Beiträge zur Koloniengründung der Ameisen. Biolog. Zentralbl. 56. Bd., H. 5/6.
— — 1938, Weitere Beiträge zur Koloniengründung der Ameisen. Zool. Anzeiger Bd. 121, H. 3/4.
— — 1943, Über die forstlich wichtigen Ameisen des nordostkarelischen Urwaldes. Z. f. ang. Ent. H. 3.

(Aus der Abteilung für land- und forstwirtschaftliche Zoologie der Biologischen Zentralanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Berlin-Dahlem)

Über Schadauftreten und Biologie von *Colaphellus sophiae* Schall. (*Chrysomel.*)

Von

Fritz P. Müller

(Mit 2 Abbildungen und 4 Tabellen)

I. Das Schadauftreten in Berlin

Über das Schadauftreten von *Colaphellus sophiae* Schall. an jungen Kohl- und Radieschenpflanzen im Frühjahr 1946 und 1947 im Gebiet von Berlin wurde bereits berichtet (Müller [1947]). Eine genauere Beobachtung dieses Schadauftretens erschien angebracht, da einerseits bisher keine Angaben über durch diese Art in Deutschland verursachten Schäden vorliegen, andererseits aus anderen Ländern (Holland, Rußland) wiederholt über *Colaphellus sophiae* als Schädling berichtet wurde. Das Auftreten im Gebiet von Berlin hatte eine flächenmäßig große Ausdehnung, und die verursachten Verluste waren so beträchtlich, daß die Berliner Stadtverwaltung zum Eingreifen veranlaßt wurde.

Der erste Fall eines Massenauftretens wurde am 3. Mai 1946 von dem sogenannten „Südgelände" bekannt, dieses erstreckt sich zwischen Berlin-Friedenau und dem Bahngelände am Bahnhof Priesterweg. Es hat trockenen, feinkörnigen Sandboden, der an vielen Stellen mit Bauschütt durchsetzt ist. Durch die „Brachlandaktion" wurde dieses vordem ungenutzte Gebiet parzelliert und Kleingärtnern zur Nutzung übergeben. Die Käfer befielen vorwiegend in der ersten Maihälfte junge Kohl- und Radieschenpflanzen und verursachten in einer Anzahl Parzellen Kahlfraß, so daß Nachpflanzung oder erneute Aussaat vorgenommen werden mußte. Auch die nachgebauten Kohl- und Radieschenpflanzen erlitten schwerste Beschädigungen bis zum Kahlfraß. Selbst ein dritter Nachbau blieb nicht verschont. Die gleichen Erfahrungen ergaben sich bei einem gleichfalls im Mai 1946 bekannt gewordenen Massenauftreten auf dem ehemaligen Tegeler Schießplatz in Berlin-Reinickendorf West. Auch dieses vorher unbebaute Gelände war im Frühjahr 1946 erstmalig durch Kleingärtner in Kultur genommen worden. Es stimmte in Bodenbeschaffenheit und Unkraut-

flora mit dem zuerst genannten Gebiet weitgehend überein. Im Frühjahr 1947 wurden 2 weitere Fälle auf größeren Flächen aus Berlin-Siemensstadt und Berlin-Jungfernheide bekannt. Die betreffenden Geländeteile trugen die Unkrautflora der schon aus dem Vorjahre bekannten Schadstellen auf einem gleichfalls trockenen, feinkörnigen und mit Bauschutt durchsetzten Sandboden. Wie von den Bodennutzern leider erst nachträglich berichtet wurde, hatten die Käfer auf den letzteren Flächen auch im Frühjahr 1946 erhebliche Fraßschäden verursacht.

II. Verbreitung von *Colaphellus sophiae* und Schadenauftreten in anderen Ländern

Colaphellus sophiae ist in Deutschland nach REITTER „stellenweise nicht selten". Mir sind 2 Fälle bekannt, in denen sich der Käfer in Deutschland in größerer Menge gezeigt hat. VAN EMDEN beobachtete ihn 1924 bei Halle in zahlreichen Exemplaren an Hederich fressend und C. FEIGE[1]) fand ihn im Frühjahr 1925 bei Eisleben ziemlich häufig, obwohl die Art dort „nicht gerade häufig" ist.

Das Verbreitungsgebiet umfaßt außer Deutschland die zentralen und südlichen Gebiete des europäischen Rußland (MORAWITZ 1861, JACOBSON 1927, OGLOBLIN und REICHARDT 1932, SCHTSCHEGOLEW 1934), den südlichen Teil Finnlands (GYLLENHALL 1813, SEIDLITZ 1891), die baltischen Länder (SEIDLITZ 1891), Österreich (REDTENBACHER 1874, LEFÈVRE 1874, DE MARSEUL 1888), Ungarn (KÜSTER 1847, LEFÈVRE 1874, DE MARSEUL 1888), Transsylvanien (LEFÈVRE 1874, SEIDLITZ 1891, PETRI 1912), Griechenland (LEFÈVRE 1874, DE MARSEUL 1888), Kleinasien (LEFÈVRE 1874, DE MARSEUL 1888, OGLOBLIN und REICHARDT 1932), Serbien (DE MARSEUL 1888), die Schweiz (KÜSTER 1847), Oberitalien (LEFÈVRE 1874, DE MARSEUL 1888), die Niederlande (EVERTS 1903). Nach Westen dürfte die Art links des Rheines nicht wesentlich vorkommen. GOURY und GUIGNON (1907) geben an: „Aucun des auteurs français que nous avons consultés ne fait mention de cet insecte." Dagegen führen SAINTE-CLAIRE DEVILLE und MÉGUIGNON (1935) *Colaphellus sophiae* als im Elsaß vorkommend an.

Aus Holland wird zum erstenmal über ein Schadauftreten aus dem Jahre 1860 von MULDER berichtet (nach BOS 1880). Es handelte sich dabei um Befall an Kohlpflanzen und Mairüben. BOS schildert in mehreren Veröffentlichungen (1880, 1885, 1891 und 1898) von 1879 und den darauffolgenden Jahren aus Holland wiederholtes Auftreten von Käfern und Larven an schwarzem und häufiger an weißem Senf. „Der Käfer *Colaphellus sophiae* Schall. ist seit den Beobachtungen von BOS nicht mehr in den Niederlanden gemeldet worden, in der Gegend von Westfriesland, wo der Käfer als Dauerschädling an *Sinapis alba* L. aufgetreten ist, wird jetzt kaum mehr *Sinapis alba* angebaut", antwortete mir der Plantensiektenkundige Dienst zu Wageningen unterm 11. Dezember 1946 auf meine Anfrage. In dem angrenzenden deutschen Gebiet ist nach einer brieflichen Mitteilung von Herrn Dr. STOLZE, Pflanzenschutzamt Oldenburg, der Käfer bisher noch nicht als Schädling aufgetreten. Jedenfalls dürfte *Colaphellus sophiae* in Nordwestdeutschland nicht selten sein (PRELLER 1862), BOS bezeichnet die Art mit „Senfkäfer" (mosterdtor, mosterdkever). Da dieser Name nach Angaben von BOS von der holländischen Landbevölkerung benutzt wurde, muß das Schadauftreten einen beträchtlichen Umfang gehabt haben. Denselben deutschen Namen verwendet auch KIRCHNER (1923), der *Colaphellus sophiae* auf *Brassica oleracea* und *Sinapis alba* erwähnt.

---

[1]) Herrn Dr. C. FEIGE, Eisleben, für die briefliche Mitteilung über seine Beobachtungen besten Dank.

In Rußland dürfte das hauptsächlichste Schadgebiet von *Colaphellus sophiae* zu suchen sein. Die ersten Fälle veröffentlichte SACHAROW (1913 und 1914, an Senf, Kohl, Kresse und Kohlrüben). Weitere Angaben bringen JACOBSON (1927, an Rettig und *Sinapis*), LEGATOW (1931, an Kohl), BOGDANOW-KATJKOW (1931), OGLOBLIN und REICHARDT (1932, an Senf), SCHTSCHEGOLEW (1934, an Senf). Bei den genannten russischen Autoren wird die Art mit „westlicher Senfblattnager" bezeichnet.

Nach WEISE (1916) umfaßt die Gattung *Colaphellus* 9 Arten. Das Verbreitungsgebiet der Gattung ist Osteuropa, der asiatische Raum und Nordafrika. 4 Arten sind Schädlinge an Kruziferen. Außer dem „westlichen Senfblattnager" nennen russische Autoren als Kruziferenschädlinge noch *Colaphellus Hoefti* Ménétr. („östlicher Senfblattnager") und *Colaphellus alpinus* Gebl. („sibirischer Kreuzblütlerblattnager"). Außerdem wird *Colaphellus Bowringi* Baly als Schädling an Kruziferen aus Nordchina erwähnt.

Name	Verbreitungsgebiet	Autor
Colaphellus sophiae Schall.	Mittleres und östliches Europa, zentrale und südliche Teile des europäischen Rußland, Kleinasien.	OGLOBLIN u. REICHARDT (1932) u. a.
Colaphellus Hoefti Ménétr.	Südöstliches europäisches Rußland bis Kasan, Ukraine bis östlich von Poltawa und Kamenez-Podoljsk, Krim, Kaukasus, Mittelasien	BOGDANOW-KATJKOW (1931)
Colaphellus alpinus Gebl.	Ostsibirien	BOGDANOW-KATJKOW (1931)
ColaphellusBowringi Baly	Nordchina	WONG u. CHIN (1936)

Nach Angaben von SCHREINER (1915) und OGLOBLIN und REICHARDT (1932) ist *Colaphellus sophiae* gelegentlich mit *Colaphellus Hoefti* verwechselt worden.

III. Zur Biologie von *Colaphellus sophiae*

A. Beobachtungen im Laboratorium

Der eiförmige, auf der Rückenseite stark gewölbte Käfer (Abb. 1) ist als ♂ 4,5—5 mm, als ♀ bis 6,5 mm lang. Die ganze Oberseite ist grünschillernd, beim ♂ manchmal blauschillernd. Eine sichere Unterscheidung der Geschlechter an Hand gut sichtbarer äußerer morphologischer Merkmale ist nicht möglich. Die für die unten angegebenen Untersuchungen erforderlichen paarweisen Isolierungen konnten nur im Zusammenhang mit beobachteten Kopulationen durchgeführt werden. Beschreibungen von Käfer, Ei, Larve und Puppe finden sich bei BOS (1880), von der Larve bei HENNIG (1938).

Zum Studium der Lebensweise wurden im Frühjahr 1946 und 1947 eine größere Anzahl Käfer gesammelt und weiterbeobachtet. Von den im Sommer 1946 aus im Labor abgelegten Eiern und aus gesammelten Larven gezogenen Käfern wurden 66 in Töpfen mit sand-

Abb. 1. *Colaphellus sophiae* Schall., links ♀, rechts ♂. (Vergr. 3fach)

vermischter Gartenernde über Winter in einem ungeheizten, frostfreien Kellerraum aufbewahrt. 54 wurden lebend durch den Winter gebracht. Der erste Käfer verließ das Winterquartier am 9. April 1947, der letzte am 12. Juni 1947. Bis zum 22. Mai kamen die Käfer ungefähr gleichmäßig zum Vorschein, ohne daß ihre Erscheinungszeit ein Maximum zeigte. In der Zeit vom 23. Mai bis 12. Juni erschienen nur noch 5 Käfer als spärliche Nachzügler.

Als Futter wurden den Käfern junge Blätter von Gartenkresse, Kohl und Raps (*Lepidium sativum* L., *Brassica oleracea* L., und *Brassica napus* L.), Blätter und Blüten von *Sisymbrium Loeselii* L., *Sisymbrium altissimum* L., *Erysimum cheiranthoides* L., *Arabis arenosa* Scop. gereicht, die sämtlich gern angenommen wurden. Die zuerst aus dem Winterschlaf hervorgekommenen Käfer nahmen zunächst mehrere Tage lang keine Nahrung zu sich oder erzeugten nur geringfügigen Naschfraß. Das auffallendste an den Lebenserscheinungen der Käfer sind die sowohl in Laborzuchten als auch in der Natur außerordentlich häufig zu beobachtenden Kopulationen. Bei Käfern, die am 21. April und 22. April aus dem Winterschlaf hervorgekommen waren, wurde schon am 22. April eine Kopulation beobachtet. Das fortgesetzte Kopulieren findet bis kurz vor dem Tode statt, und zwar auch dann noch, wenn die ♀♀ keine Eier mehr ablegen. Über die Lebensdauer der Käfer wurden unterschiedliche Beobachtungen gemacht. Am 22. Juni 1946 wurden Käfer in Berlin-Reinickendorf gesammelt und 20 davon, paarweise isoliert, in Glasschälchen mit Erde weiterbeobachtet. Der letzte Käfer war am 10. August 1946 tot (Tabelle 1).

Tabelle 1

Lebensdauer von Käfern *Colaphellus sophiae* Schall., die am 22. 6. 1946 gesammelt und paarweise isoliert gehalten wurden.

Bezeichnung	♂ tot		♀ tot		Beobachtungen über Eiablage
	am	nach Tagen	am	nach Tagen	
a	6. 7. 1946	14	8. 7. 1946	16	keine Eiablage
b	4. 8. 1946	43	10. 8. 1946	49	keine Eiablage
c	28. 7. 1946	36	6. 8. 1946	45	keine Eiablage
d	6. 7. 1946	14	22. 7. 1946	30	1 Eigelege unter eingelegtem Messingdrahtnetz, nicht geschlüpft
e	26. 7. 1946	34	28. 7. 1946	36	keine Eiablage
f	16. 7. 1946	24	22. 7. 1946	30	keine Eiablage
g	8. 7. 1946	16	23. 7. 1946	41	18., 20. und 22. 7. je 1 Eigelege, nur 1 Larve am 27. 7. geschlüpft
h	13. 7. 1946	21	11. 7. 1946	19	8. 7. 3 einzelne Eier, die nicht schlüpften
i	10 7. 1946	18	16. 7. 1946	24	11. 7. 3 frischgeschlüpfte Junglarven
j	9. 7. 1946	17	8. 7. 1946	16	11. 7. 3 frischgeschlüpfte Junglarven

Von den im Labor überwinterten und in der Zeit vom 9.—30. April 1947 aus der Winterruhe hervorgekommenen Käfern wurde der letzte am 17. Juni 1947 tot aufgefunden (Tabelle 2). Außerdem wurden

Käfer am 11. Mai 1947 in Berlin-Siemensstadt und am 12. Mai 1947 in Berlin-Jungfernheide gesammelt. Diese wurden paarweise isoliert in Glasschälchen auf Filtrierpapier gehalten. In diesem Versuch (Tabelle 3) war der letzte Käfer am 8. Juli 1947 tot. Die ♂♂ in Tabelle 2 und 3 erreichten im Durchschnitt ungefähr das gleiche Lebensalter wie die ♀♀. Nur in dem in Tabelle 1 dargestellten Versuch war das von den ♂♂ erreichte Lebensalter etwas niedriger als bei den ♀♀. Die ♂♂ dürften also, wenn überhaupt, dann doch nur wenig kurzlebiger als die ♀♀ sein.

Über Umfang und zeitlichen Verlauf der Eiablagen der im Labor gehaltenen Käfer geben die Tabellen 1—3 Auskunft. Die Eier werden in Häufchen, nur ausnahmsweise einzeln, abgelegt. Die Häufchen umfaßten bis zu 43 Eier, deren Achsen regellos nach verschiedenen Richtungen hin orientiert waren. Als größte Zahl der von einem Weibchen insgesamt abgelegten Eier wurde 344 ermittelt.

Tabelle 2

Anzahl der Eier in den Eigelegen von im Laboratorium überwinterten und paarweise isoliert gehaltenen Käfern *Colaphellus sophiae* Schall. mit Angabe der Lebensdauer der Käfer

Bezeichnung	P_1	P_2	P_3	P_4	P_5	P_6	P_7	P_8	P_9	P_{10}
Ende der Winterruhe	9. bis 18. 4.	9. bis 18. 4.	9. bis 18. 4.	21. bis 22. 4.	19. bis 22. 4.	9. bis 18. 4.	9. bis 18. 4.	19. bis 22. 4.	19. bis 24. 4.	20. bis 30. 4.
♂ tot am	2. 6.	9. 5.	9. 6.	17. 6.	3. 7.	14. 5.	3. 6.	7. 6.	18. 5.	16. 5.
♀ tot am	9. 6.	15. 5.	2. 6.	2. 6.	28. 5.	15. 5.	23. 5.	7. 6.	18. 5.	10. 5.
3. 5.	—	—	—	—	2	—	—	—	—	—
	—	—	—	—	31	—	—	—	—	—
5. 5.	—	—	—	—	43	—	—	—	—	—
6. 5.	—	—	—	—	27	—	18	—	10	—
7. 5.	—	—	—	—	26	—	—	—	—	—
9. 5.	—	—	—	—	1	—	1	—	—	—
	—	—	—	—	34	—	—	—	—	—
10. 5.	—	—	—	—	33	—	1	—	—	—
11. 5.	—	—	—	—	20	—	—	—	1	—
12. 5.	—	—	—	—	30	—	—	—	—	—
13. 5.	—	—	—	—	28	—	—	—	—	—
14. 5.	—	1	—	—	24	—	—	—	—	—
	—	4	—	—	—	—	—	—	—	—
15. 5.	—	—	—	—	17	—	—	—	—	—
19. 5.	—	—	—	—	10	—	—	—	—	—
	—	—	—	—	5	—	—	—	—	—
20. 5.	—	—	—	—	6	—	—	—	—	—
23. 5.	—	—	—	—	7	—	—	—	—	—

Nach Beendigung der Eiablagen können die ♀♀ noch länger als einen Monat am Leben bleiben. Das ♀ K_5 in Tabelle 3 legte z. B. am 15. Mai 1947 die letzten Eier, lebte aber noch bis zum 16. Juni 1947. Nach der letzten Eiablage ließ die Nahrungsaufnahme der ♀♀ nur wenig nach.

Über den Ort, an dem die Eier abgelegt werden, finden sich in der Literatur widersprechende Angaben. MULDER hat nach BOS (1880) gemeldet, daß die Eiablage auf den Erdboden erfolgt. Demgegenüber beobachteten BOS und SACHAROW, daß die Eier an die Unterseite der Blätter abgelegt werden. BOS berichtet, daß die Eier nur lose an den Blättern haften und schon bei geringfügigen Erschütterungen abfallen. In meinen Zuchten war die Eiablage auf oder in den Boden die Regel. Nur in einem einzigen Falle, in dem rund 40 Käfer in einem kleinen Standglas mit einer dichtblättrigen *Sisymbrium Loeselii*-Pflanze 2 Tage lang gehalten wurden, konnten Eigelege auf Unter- und Oberseite der Blätter festgestellt werden. Es ist zu bedenken, daß es sich hierbei um völlig abnorme Bedingungen handelte. Im allgemeinen wurden die Eier nicht nur auf dem Erdboden abgesetzt, sondern sogar in dessen Oberfläche eingebracht, und zwar so, daß die obersten Eier eines Eihäufchens mit der Erdoberfläche abschnitten. Tiere, die auf einem kurzen Moospolster gehalten wurden, schoben die Eier zwischen die Moospflänzchen ein und versteckten sie auf diese Weise. Sehr gern legten die ♀♀ ihre Eier zwischen die Maschen eines Drahtnetzes ab.

Tabelle 3

Anzahl der Eier in den Eigelegen von Käfern *Colaphellus sophiae* Schall., die am 11. und 12. Mai 1947 gesammelt und paarweise isoliert wurden mit Angabe der Lebensdauer der Käfer

Gesammelt am . . .	11. 5. in Berlin-Siemensstadt						12. 5. in Berlin-Jungfernheide		
Bezeichnung	K 1	K 2	K 3	K 4	K 5	K 6	K 7	K 8	K 9
♂ tot am	26. 5.	26. 6.	18. 5.	25. 5.	10. 6.	31. 5.	8. 7.	16. 6.	26. 6.
♂ tot nach Tagen .	15	46	7	14	30	20	57	35	45
♀ tot am	26. 5.	2. 6.	24. 5.	2. 6.	16. 6.	14. 6.	26. 6.	26. 6.	14. 6.
♀ tot nach Tagen .	15	22	13	22	36	34	45	45	33
12. 5.	—	—	6	—	3	5	—	—	—
13. 5.	—	5	10	—	5	—	—	—	—
14. 5.	—	6	5	—	5	—	—	17	—
	—	1	9	—	—	—	—	—	—
	—	17	12	—	—	—	—	—	—
15. 5.	—	6	21	—	4	—	—	—	—
	—	6	—	—	—	—	—	—	—
16. 5.	—	9	2	—	—	—	—	—	—
	—	6	6	—	—	—	—	—	—
17. 5.	—	—	—	9	—	—	—	—	—
18. 5.	—	13	7	—	—	—	—	—	—
	—	—	4	—	—	—	—	—	—
20. 5.	—	—	11	—	—	—	—	—	—
28. 5.	—	1	—	—	—	—	—	—	—
31. 5.	—	—	—	—	—	21	—	—	—
2. 6.	—	—	—	—	—	5	—	—	—
3. 6.	—	—	—	—	—	1	—	—	—
	—	—	—	—	—	1	—	—	—
	—	—	—	—	—	9	—	—	—

Bei den in Tabelle 2 und 3 wiedergegebenen Versuchen wurden die Eihäufchen fast immer unter dem auf dem Boden der Glasschälchen liegenden Filtrierpapier gefunden. Aus diesen Beobachtungen läßt sich die Tendenz der ♀♀ erkennen, ihre Eier nicht an Flächen anzubringen, sondern sie in irgendwelche Verstecke einzuschieben. Das spricht dafür, daß die Eiablage in den Boden bei dem von mir untersuchten Käfermaterial den Normalfall darstellt. In dieselbe Richtung deutet die Beobachtung, daß ich frischgeschlüpfte Junglarven in der natürlichen Umgebung nur einzeln vorfand und niemals in größeren Ansammlungen, wie dies unmittelbar nach dem Schlüpfen der Eier eines an einem Blatt abgelegten Eihäufchens zu erwarten gewesen wäre. Auch im Freiland konnte ich keine Eigelege an den Blättern finden.

Bos fand für die Dauer des Eistadiums 9, Sacharow 4 Tage. In meinen Zuchten ergaben sich 7 Tage bei 15,5 ° bis 25,2 °.

Die Larve (Abb. 2) von *Colaphellus sophiae* häutet sich dreimal, es gibt also 4 Larvenstadien. Die Temperatur bewegte sich während der Versuchszeit zwischen 17,8 ° und 25,0 °. Aus der Tabelle 4 ist ersichtlich, daß das erste Larvenstadium 2—3, das zweite 2, das dritte 3—4 und das vierte 16—18 Tage währte. Von den 16—18 Tagen des vierten Stadiums lebten die Larven 4—5 Tage oberirdisch, der Rest wurde bis zur Verpuppung im Erdboden verbracht.

Abb. 2. Erwachsene Larve von *Colaphellus sophiae*. (Vergr. 7fach)

Die gesamte Larvenzeit wurde demnach in 24—26 Tagen durchlaufen, davon 12—13 Tage, also die Hälfte, mit Nahrungsaufnahme über der Erdoberfläche. Bos gibt für die Dauer des Larvenlebens „ungefähr einen Monat" an, wobei die Zeiten zwischen 2 Häutungen jeweils ungefähr eine Woche betragen sollen. Nach Sacharow soll das gesamte Larvenstadium in 18—21 Tagen durchlaufen werden. Nachdem die Larven des in Tabelle 4 wiedergegebenen Versuchs sämtlich in den Boden gegangen waren, wurden die Zuchtgefäße in einen Kellerraum gebracht, der bis zum Schlüpfen der Käfer Temperaturen von 14,5 ° bis 19,9 ° aufwies.

Als Nahrung für die von mir gehaltenen Larven dienten dieselben Pflanzenarten, mit denen wie oben angegeben auch die Käfer gefüttert wurden. Die Junglarven erzeugten Randfraß und hauptsächlich auf den Blattunterseiten Schabefraß, während die älteren Tiere Rand- und

Lochfraß hervorriefen. Die Nahrungsaufnahme der Larven ist eine beträchtliche. In 12—13 Tagen stieg ihre Körperlänge von 1,5 mm nach dem Schlüpfen aus dem Ei bis auf 9 mm kurz vor dem Einbohren in den Boden. Die Larven geben große Mengen eines dünnflüssigen Kotes ab. Es ist deshalb nur schwer möglich, sie in größeren Mengen in einem Zuchtgefäß zu halten. Dagegen war die Aufzucht bei Einzelhaltung ohne größere Schwierigkeiten durchführbar.

Zur Feststellung, in welcher Tiefe sich die Larven im Boden verpuppen, wurden am 16. Juli 1946 20 Larven des dritten und vierten Stadiums unter einer umgestülpten Glasschale mit Blättern und Blüten von *Sisymbrium Loeselii* als Futter auf einem bis an den oberen Rand mit sandiger Erde gefüllten Mitscherlichgefäß gehalten. Am 26. Juli 1946 wurde die Erde vorsichtig schichtweise abgetragen. Dabei wurden 12 Larven und Puppen in folgender Tiefe festgestellt:

1 cm 1 Larve
6 „ 1 Larve
9,5 „ 2 Larven, 2 Puppen
10 „ 1 Larve, 2 Puppen
10,5 „ 1 Larve
11 „ 1 Larve
12,5 „ 1 Larve.

Die Verpuppung dürfte also, sofern man diesen Versuch auf das Verhalten unter natürlichen Bedingungen übertragen darf, in einer Tiefe zwischen 9,5 und 12,5 cm stattfinden. Manche im Labor gehaltene Larven bohrten sich entweder gar nicht oder nur ganz wenig ein, so daß die Verpuppung fast an der Oberfläche stattfand. Dieses Verhalten zeigte sich häufig in denjenigen Zuchten, in denen die Gefäße zu dicht mit Larven besetzt waren. Es wurde bereits erwähnt, daß zu dichter Besatz der Entwicklung der Larven, die dann erhöhte Sterblichkeit zeigten, hinderlich war. Die damit verbundene Schwächung des Einzeltieres dürfte die Ursache für das unterbliebene Eingraben gewesen sein.

Die Verpuppung findet in einer kleinen ovalen Erdhöhle statt. Bei dem in Tabelle 4 dargestellten Versuch wurden die Larven des vierten Stadiums mit ihrem Futter einzeln in Glasschälchen gebracht, deren Boden etwa 2 cm hoch mit Erde bedeckt war. 5 Tage nach dem

Tabelle 4

Dauer des Ei-, Larven- und Puppenstadiums von *Colaphellus sophiae* Schall. Temperaturangaben siehe Text. 43 Eier, am 5. Mai 1947 vormittags abgelegt, schlüpften am 12. Mai 1947 vormittags = nach 7 Tagen, davon 10 Larven in Einzelhaltung weiterbeobachtet

Bezeichnung	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Häutung I/II . .	15. 5.	14. 5.	15. 5	15. 5.	14. 5.	15. 5.	14. 5.	14. 5.	tot	15. 5.
Häutung II/III .	16. 5.	16. 5.	17. 5.	17. 5.	16. 5.	tot	16. 5.	16. 5.		17. 5.
Häutung III/IV .	20. 5.	20. 5.	20. 5.	20. 5.	19. 5.		19. 5.	20. 5.		20. 5.
Larve im Boden .	24. 5.	25. 5.	25. 5.	24. 5.	24. 5.		24. 5.	25. 5.		25. 5.
Puppe	5. 6.	tot	tot	5. 6.	5. 6.		5. 6.	7. 6		verpilzt
Käfer geschlüpft .	22. 6.			22. 6.	22. 6.		22. 6.	23. 6.		
Käfer ausgefärbt .	23. 6.			23. 6	23. 6.		23. 6	24. 6.		

Einwühlen wurde die Erde vorsichtig schichtweise abgetragen, bis die von den Larven geschaffenen Höhlungen sichtbar wurden. Hierauf wurden diese Höhlungen, um Weiterbeobachtung zu ermöglichen, mit runden Pappscheiben zugedeckt. Wie aus Tabelle 4 ersichtlich, wurde für die Puppenruhe eine Dauer von 16—17 Tagen ermittelt. Bos stellte die Dauer des Puppenstadiums mit 11, Sacharow mit 10—12 Tagen fest. Diese im Verhältnis zu meinen Beobachtungen kürzere Zeitdauer ist offenbar dadurch zu erklären, daß die Puppen in meinen Versuchen, um den in der natürlichen Umgebung vorhandenen Temperaturverhältnissen näherzukommen, in einen Kellerraum bei Temperaturen zwischen 14,5° und 19,9° aufbewahrt wurden. Puppen, die von mir im Zimmer, also bei einer wesentlich höheren Temperatur gehalten wurden, lieferten die Käfer ebenfalls schon nach 11 Tagen.

Der aus der Puppe geschlüpfte Käfer braucht mindestens einen Tag für die Ausfärbung. Ein Teil der Jungkäfer blieb in der Puppenwiege, während bei anderen beobachtet wurde, wie sie schon 2 Tage nach dem Schlüpfen damit begannen, sich tiefer in die Erde einzuwühlen. Wieder andere Jungkäfer erschienen an der Oberfläche und liefen noch tage- oder wochenlang in den Zuchtgefäßen umher. Es handelte sich dabei vorwiegend um solche Käfer, deren Larven sich entweder gar nicht oder nur wenig zur Verpuppung in den Boden eingegraben hatten. Es kann angenommen werden, daß dieses Verhalten nicht der Normalfall ist. Meine Freilandbeobachtungen lassen den Schluß zu, daß die Jungkäfer im gleichen Jahr nicht oder doch wenigstens nur in ganz geringer Menge den Boden verlassen. Bos beobachtete in Holland, daß dort die Jungkäfer zunächst oberirdisch sichtbar wurden und auch etwas Nahrung zu sich nahmen, daß sie aber frühzeitig im Laufe des Sommers wieder in den Boden gehen. Bos gibt für *Colaphellus sophiae* eine Generation im Jahr an. Auch nach meinen Beobachtungen hat die Art jährlich nur eine Generation. Die in meinen Zuchten auf der Erdoberfläche erschienenen Jungkäfer nahmen entweder keine oder doch nur sehr wenig Nahrung zu sich. Es wurde außerdem keine Eiablage und keine Kopula beobachtet. Am 6. September 1946 wurden die noch oberirdisch angetroffenen Käfer in erdegefüllten Töpfen einzeln in kleine Löcher geworfen, mit 2—3 cm Erde zugedeckt und zur Überwinterung in einen Kellerraum gebracht. Nach dieser Maßnahme blieben sie in diesen künstlichen Winterquartieren bis zum folgenden Frühjahr liegen.

B. Freilandbeobachtungen

Die aus dem Gebiet von Berlin bekannt gewordenen Flächen mit Schadauftreten von *Colaphellus sophiae* zeigten im wesentlichen die gleiche Unkrautflora. In allen Fällen handelte es sich um Gelände ohne Busch- und Baumbestand, das bis zum Frühjahr 1946 unbebaut liegen geblieben war. Der trockene, feinkörnige Sandboden war mit Bauschutt bedeckt und durchsetzt. Es hatte sich eine charakteristische

Unkrautflora angesiedelt, bei der, abgesehen von umfangreichen Beständen von *Erigeron canadensis* L., bei weitem die Kruziferen überwogen. Unter den Vertretern dieser Familie waren an allen Beobachtungsstellen *Sisymbrium Loeselii* L. und *Sisymbrium altissimum* L. (= *S. sinapistrum* Crantz) stark vorherrschend. Die zuerst genannte Art bildete stellenweise dichte Bestände, in denen die Einzelpflanzen nur wenig verzweigt waren, und zwar mit anliegenden, erst im oberen Drittel der Pflanzen sich zeigenden und blühenden Seitenzweigen. Dagegen war *S. altissimum* über die Flächen in Einzelexemplaren verteilt, nur selten wurden kleinere, dichtstehende Ansammlungen beobachtet. Die Pflanzen waren bei dieser Art mehr buschförmig verzweigt mit mehr oder weniger abstehenden und dicht über der später verschwindenden Grundrosette ansetzenden sperrigen, blütentragenden Ästen. An der Befallsstelle Berlin-Reinickendorf West waren *Berteroa incana* D. C. und *Lepidium ruderale* L. in größeren Mengen zu beobachten; sie waren aber an den übrigen Befallsstellen weniger zahlreich. Von anderen Kruziferen fanden sich noch *Sisymbrium Sophia* L., *Sisymbrium officinale* (L.) Scop., *Erysimum cheiranthoides* L., *Sinapis arvensis* L. und *Capsella bursa pastoris* (L.) Medik.

Nach Bos kommt *Colaphellus sophiae* „auf sehr verschiedenen Arten von Kruziferen" vor. Es werden angegeben: *Sisymbrium Sophia* L., *Barbaraea vulgaris* R. Br., *Sinapis arvensis* L., Weißer Senf (*Sinapis alba* L.), Schwarzer Senf (*Brassica nigra* [L.] Koch), Kohl (*Brassica oleracea* L.), Mairüben (*Brassica rapa* L.) und Hederich (*Raphanus raphanistrum* L.). Von russischen Autoren (SACHAROW 1913, JACOBSON 1927) werden außerdem angegeben: Kohlrüben (*Brassica napus* L.) und Rettig (*Raphanus sativus* L.).

Das erste Massenauftreten wurde 1946 am 3. Mai, 1947 am 5. Mai gemeldet. Es ist damit zu rechnen, daß ein Teil der Käfer die Winterquartiere schon in der 2. Aprilhälfte verlassen hatte. Dafür spricht das Verhalten der Käfer in den Laboratoriumszuchten. Herr Dr. C. FEIGE fand den Käfer bei Eisleben nach einer brieflichen Mitteilung an einem 23. und 28. April. RAPP gibt für die Zeit des Vorkommens des Käfers in Thüringen die Monate Mai und Juni an.

Die Käfer verlassen die Winterquartiere nicht gleichzeitig. In den Laboratiumszuchten kamen die überwinterten Käfer in der Zeit zwischen dem 9. April und 12. Juni aus der Erde. Ein ähnliches Verhalten konnte bei den Freilandbeobachtungen im Zusammenhang mit dem Schadauftreten festgestellt werden. Obwohl die Käfer von den Parzelleninhabern im Mai nahezu täglich von den befallenen Pflanzen abgesammelt wurden, zeigten sich immer wieder neue Tiere. Obgleich gelegentlich einzelne Exemplare auf dem Boden laufend angetroffen wurden, so scheint es doch, daß die Käfer keine Wanderungen ausführen, sondern vielmehr die in der nächsten Umgebung ihres Überwinterungsplatzes wachsenden Kruziferen aufsuchen und dort verbleiben. Ich beobachtete den Käfer weder im Freien noch in Labora-

toriumszuchten fliegend. Nur einige Male sah ich, wie ein auf den Rücken gefallener Käfer die Elythren und dabei auch in geringerem Maße die Unterflügel öffnete, um durch diese Bewegung wieder in die Normallage zu kommen. Die Ortsstetigkeit der Käfer war an folgenden Beobachtungen zu erkennen: In denjenigen Parzellen, in denen die Käfer bei ihrem starken Auftreten im Frühjahr 1946 bekämpft worden waren, zeigten sie sich im folgenden Jahre in viel geringerem Maße, obwohl sie auf *Sisymbrium*-Pflanzen an den Zäunen und in unmittelbar daneben gelegenen Parzellen, die entweder 1947 erst in Kultur genommen worden waren, oder in denen 1946 keine ausreichende Bekämpfung durchgeführt worden war, in großer Zahl zu finden waren und auch Fraßschäden verursachten.

An allen von mir im Gebiet von Berlin untersuchten Stellen wurde der Schaden an jungen Kohl- und Radieschenpflanzen nur von den Imagines in der ersten Maihälfte verursacht. Im Juni wurden die Käfer noch in großer Zahl gefunden, aber fast ausschließlich auf den obengenannen wildwachsenden Kreuzblütlern. Die meisten Käfer verbergen sich bei feuchtem Wetter und über Nacht am Erdboden in unmittelbarer Nähe der von ihnen besiedelten Pflanzen. Ich fand die Käfer bei Regenwetter unter ihren Fraßpflanzen verborgen mit der Körperunterseite flach in den Boden eingewühlt, ohne daß die Tiere ganz bedeckt waren; die grünschillernden Elythren und der Halsschild waren jedenfalls noch sichtbar. Es ist nicht ausgeschlossen, daß sich manche Käfer über Nacht oder bei feuchtem Wetter in den Boden einwühlen. Auf einem stark befallenen Gelände in Berlin-Siemensstadt fand ich am 18. Mai 1947 vormittags nur nach längerem Suchen einige Käfer. Gegen 11 Uhr (Deutscher Sommerzeit) zeigten sich die Tiere plötzlich in großen Mengen auf den Blättern des dort vorherrschenden *Sisymbrium Loeselii* und an den Stengeln dieser Pflanzen emporkletternd. Auch Legatow fand die Käfer in Rußland nur tagsüber fressend und in der Zeit von 6—7 Uhr nachmittags bis ungefähr 10 Uhr vormittags im Boden versteckt. Im Freiland waren die Käfer an allen oberirdischen Teilen ihrer Nahrungsflanzen zu sehen. Im Laboratorium fraßen sie sowohl an den Blättern als auch an den Blüten. Da die am häufigsten besiedelten Pflanzen Anfang Mai noch nicht blühen, sind die Käfer nach Beendigung ihrer Winterruhe zunächst ausschließlich auf Blattnahrung angewiesen.

Im Juni wurden die Käfer seltener und, infolge der in den Gärten durchgeführten Bekämpfungsmaßnahmen und ihrer geringen Wanderlust, fast nur noch an wildwachsenden Kreuzblütlern beobachtet. 1946 wurde der letzte Käfer am 27. Juli gefunden, während 1947 schon am 9. Juli kein Käfer mehr zu finden war. Dagegen wurden, wie Tabelle 1 zeigt, 3 von den am 22. Juni 1946 gesammelten Käfern im Labor bis Anfang August am Leben gehalten. Im Gegensatz zu den Angaben von Bos konnte ich in keinem Falle während des Sommers Jungkäfer im Freiland beobachten. Nach dem 22. Juni, an dem ich die Käfer

noch in größerer Zahl sammeln konnte, fand ich sie bis zu ihrem endgültigen Verschwinden nur noch ganz vereinzelt nach längerem Suchen. Bei den am 22. Juni gesammelten Tieren handelte es sich ausnahmslos um Altkäfer. Hierfür sprechen folgende Beobachtungen: Sie nahmen im Gegensatz zu den im Laboratorium im gleichen Sommer erzogenen Jungkäfern große Mengen Nahrung auf, wurden sehr oft in Kopula gesehen, legten zum Teil noch Eier ab und waren schließlich bis spätestens zum 10. August abgestorben. Durch diese Beobachtungen wird erneut bestätigt, daß *Colaphellus sophiae* nur eine Generation im Jahr hat.

Der Beginn der Eiablage dürfte spätestens in den ersten Maitagen zu suchen sein. Im Laboratorium wurden die ersten Eigelege (Tabelle 2) am 3. Mai erhalten. Die am 11. und 12. Mai gesammelten Käfer (Tabelle 3) befanden sich inmitten der Periode ihrer Eiablage, die sie ohne Unterbrechung in den Zuchtgefäßen fortsetzten, nachdem sie schon auf dem Transport zum Laboratorium an die Drahtgazedeckel der Sammelgefäße Eier abgelegt hatten.

Die Larven zeigten sich, wohl als Folge der Bekämpfung der Käfer, nur ganz vereinzelt an kultivierten Kruziferen, bei denen es sich ausschließlich um die verschiedensten Kohlarten und Radieschen handelte. Sie bewirkten hier nur unbedeutenden Loch- und Randfraß. Dagegen hatten die außerhalb der Parzellen wachsenden Wildkruziferen starken Larvenbesatz. Die meisten Larven wurden auf *Sisymbrium Loeselii*, in etwas geringerem Maße auf *Sisymbrium altissimum*, vereinzelt auf den weniger zahlreichen *Sisymbrium Sophia*, *Erysimum cheiranthoides* und *Lepidium ruderale* gefunden. In Berlin-Siemensstadt zeigten sich einzelne Larven auf wildwachsendem Merrettig (*Armoracia lapathifolia* Gilib.). Am 31. Mai 1947 fand ich schon Larven des 4. Stadiums an *Sisymbrium Loeselii* und *S. Sophia*. Zu dieser Zeit hatte *S. Sophia* noch nicht mit dem Blühen begonnen, während von *S. Loeselii* viele und von *S. altissimum* erst wenige Pflanzen blüten. Die ersten Larven sind also vorwiegend auf Blattnahrung angewiesen. In den Monaten Juni und Juli dagegen waren die Larven fast ausschließlich in den Blütenständen zu finden. In der Regel befand sich in jedem Blütenstand nur ein einziges Tier, oft in dessen Inneren verborgen und schwer zu entdecken. Ab Mitte Juli, als *S. Loeselii* und *S. altissimum* schon zu einem großen Teil verblüht waren, zeigten sich die Larven mehr an den Blättern dieser Pflanzen. Zur gleichen Zeit fand ich sie sehr häufig in den Blütenständen der nunmehr in voller Blüte stehenden *Berteroa incana*. Daß die Larven auch kultivierten Kreuzblütlern gefährlich werden können, zeigen die Angaben der genannten holländischen und russischen Autoren.

Im Freiland fand ich die Larven, auch die des ersten Stadiums, nur einzeln an den Pflanzen. Diese Beobachtung spricht dafür, daß das Schlüpfen aus den Eiern nicht an den Pflanzen selbst stattgefunden hat. Dagegen gibt SACHAROW (1914) Auftreten der Larven in Kolonien und Überwandern von Pflanze zu Pflanze an.

Das Maximum der Larvenfunde war im Juni und Anfang Juli. Im Laufe des Juli wurden auch die Larven seltener. Am 8. August waren keine Larven mehr zu finden.

IV. Die Vorbedingungen für Übervermehrung und Schadauftreten

Es sind hauptsächlich zwei Faktoren, welche die Populationsdichte bei *Colaphellus sophiae* wesentlich beeinflussen: Die geringe Wanderlust der Käfer und die beträchtliche Anzahl der als Futterpflanzen in Frage kommenden Kreuzblütler. Klima- und Bodenverhältnisse scheinen demgegenüber von nachgeordneter Bedeutung zu sein, wie das Schadauftreten einerseits in Holland und andererseits in den zentralen Teilen des europäischen Rußland zeigt. Die Vorbedingungen für eine Übervermehrung sind dann gegeben, wenn den Tieren mehrere Jahre hintereinander an einer Stelle in genügender Menge Kreuzblütler aus dem Kreis ihrer Nahrungspflanzen zur Verfügung stehen. Bos (1880) schreibt: „In vielen Gebieten wurde in Westfriesland auf einem Stück Land alle 2 Jahre Senf angebaut, und in den Zwischenjahren wuchs diese Pflanze auf angrenzenden Äckern. Bei so vielfachem Anbau von ein und demselben Gewächs haben natürlich die Käfer vollauf Gelegenheit, um sich Jahr für Jahr stark zu vermehren, während auch der dort wachsende Ackersenf diesen Tieren Nahrung bietet, wenn einmal wenig Senf angebaut wurde. Wenn diese Pflanzen viel angebaut werden, findet man auch den Käfer und seine Larven am meisten." Hier wird die Bedeutung der Zusammensetzung der Unkrautflora und der Bewuchsdichte mit Kruziferen zum Ausdruck gebracht. Bei dem Berliner Schadauftreten hat die dichte Besiedelung der Befallsstellen mit *Sisymbrium Loeselii* und *S. altissimum* die entscheidende Rolle gespielt. Der Käfer fand hier optimale Lebensbedingungen und befiel nach der Überwinterung die kultivierten Kruziferen, an denen der Fraßschaden noch dadurch vergrößert wurde, daß die Kruziferenunkräuter zu einem großen Teil entfernt worden waren.

Sisymbrium Loeselii und *S. altissimum* haben sich erst in jüngster Zeit im Gebiet von Berlin stark ausgebreitet. Beide Arten sind nach Hegi (Illustrierte Flora von Mitteleuropa, Band IV, 1) ursprünglich in Osteuropa und Südwestasien, vielleicht auch im östlichsten Deutschland einheimisch und erst, besonders *Sisymbrium Loeselii,* in jüngerer Zeit nach Westen vorgedrungen, verschleppt und eingebürgert worden. Ascherson (1864) erwähnt in seinem „Verzeichnis der Phanerogamen und Gefäßkrytogamen, welche im Umkreis von 7 Meilen um Berlin vorkommen" beide Arten nicht. Lackowitz bezeichnet in seiner „Flora von Berlin und der Provinz Brandenburg" (Berlin 1913) *Sisymbrium Loeselii* als selten und *S. altissimum* als „von Osten her nicht selten verschleppt". Heute sind beide Arten überall in und bei Berlin gemein. Man findet sie auf trockenen Sandplätzen, an Bahndämmen, Wegrändern und, auch im Stadtinnern, auf den als Folgen des vergangenen Krieges zahlreich vorhandenen Bauschutthaufen.

Ein Parallelfall zu der Massenvermehrung von *Colaphellus sophiae* im Zusammenhang mit der Unkrautflora wurde im Juli 1946 bei der Kohlschabe (*Plutella maculipennis* Curt.) in Berlin-Reinickendorf West festgestellt. Die Raupen zeigten sich hier nicht nur außerordentlich häufig auf *Sisymbrium Loeselii* und *S. altissimum*, sondern sie verursachten gleichzeitig beträchtlichen Schadfraß an Kohl.

V. Parasiten

Zur Gewinnung von Parasiten wurden 70 Larven des vierten Stadiums am 17. Juli 1946 in Berlin-Reinickendorf West und 48 Larven des vierten Stadiums am 18. Juli 1946 in Berlin-Friedenau gesammelt. Ein geringer Prozentsatz erwies sich als parasitiert. Die tachinierten *Colaphellus*-Larven wühlten sich auf die übliche Weise in den Boden ein. Sie verpuppten sich jedoch nicht, sondern nahmen bald eine dunkle Färbung an, wobei ihre Haut vertrocknete. Schließlich konnte man auf der Ventralseite der Larven das in ihrem Innern verborgene Tachinentönnchen rötlich durchscheinen sehen. Die Tachinenlarven verpuppten sich also innerhalb ihrer Wirtstiere. Die Fliegen — aus den oben angegebenen 118 Larven wurden 11 zu einer einzigen Art gehörende Fliegen gezogen — schlüpften in der Zeit zwischen 1. und 7. August 1946, während sich die nicht parasitierten Larven zwischen 26. Juli und 3. August 1946 verpuppten. Die aus den Larven von *Colaphellus sophiae* gezogenen Tachinen wurden Herrn Dr. W. HENNIG, Deutsches Entomologisches Institut, übergeben, der sie als *Meigenia bisignata* (Meigen) sensu WAINWRIGHT (1932) bestimmte und mir dazu folgendes mitteilte:

„Es handelt sich um die bei STEIN (1924, Die verbreitetsten Tachinen Mitteleuropas, in: Archiv Naturgesch. 90 A 6) als *Meigenia mutabilis* Fall. bezeichnete Art. Auf Grund von Verschiedenheiten des männlichen Kopulationsapparates wird diese Art neuerdings in mehrere Subspecies oder auch selbständige Arten aufgespalten. Eine Untersuchung des Kopulationsapparates der von Ihnen aus *Colaphellus sophiae* gezogenen Art hat gezeigt, daß es sich um die Form handelt, die von BARANOFF (1927, Enc. Ent. B II Dipt. 4, p. 44) als *„Meigenia mutabilis vulgaris"* und von WAINWRIGHT (1932, Trans. Ent. Soc. London 80, p. 410) als *„Meigenia bisignata"* bezeichnet wird. Es handelt sich offenbar um die in Mitteleuropa häufigste *Meigenia*-Form. Was den auf sie anzuwendenden gültigen Namen betrifft, so scheint mit der Name *Meigenia vulgaris* Baranoff (den z. B. neuerdings JACENTKOVSKIJ (1944, Arb. morph. taxon. Ent. 11, p. 121) verwendet, auf jeden Fall unbrauchbar, weil für diese häufige Form sicher ein älterer Name verfügbar ist. Ebenso ist nach WAINWRIGHT der von BAER, SEGUY und anderen gebrauchte Name *„Meigenia floralis* Fall." abzulehnen, weil er sich auf eine Art der Gattung *Nemorilla* bezieht. Am zweckmäßigsten würde man meines Erachtens verfahren sein, wenn man den Namen *„Meigenia mutabilis* Fall." für die fragliche Form festgelegt hätte, zumal auch WAINWRIGHT feststellt, daß die unter dieser Bezeichnung z. B. bei STEIN und bei PANDELLE behandelte Art die unsere ist. WAINWRIGHT hat aber anders entschieden, und so wird nichts übrig bleiben, als ihm zu folgen und den Namen *„Meigenia bisignata* Meigen" für unsere Form anzuwenden. Auf jeden Fall ist, wenn Sie *„Meigenia bisignata* (Meigen) sensu WAINWRIGHT (1932)" schreiben, die Identität Ihrer Art ganz eindeutig festgelegt."

Von den obengenannten, Mitte Juli 1946 im Freiland gesammelten Larven war ein Teil von Ichneumoniden parasitiert. Die *Colaphellus sophiae*-Larven wurden nach dem Einbohren in den Boden von den Schlupfwespenlarven verlassen, die sich unmittelbar neben der leeren Haut des Wirtes in einem etwa 5 mm langen braunen Kokon einspannen. Diese Kokons wurden in einem frostfreien Kellerraum überwintert. Aus ihnen schlüpften zwischen 6. und 19. Juni 1947 insgesamt 16 Ichneumoniden, die 2 Arten angehörten. Nach Mitteilung von Herrn Prof. Dr. H. Sachtleben, Deutsches Entomologisches Institut, der die Tiere bestimmte, handelte es sich um die Ichneumoniden *Eripterus tarsalis* Szépl. und *Mesochorella nigriceps* (Brischke) Szépl. Von der ersten Art hatte ich 12 (7 ♂♂ + 5 ♀♀), von der zweiten 4 Tiere (2 ♂♂ + 2 ♀♀) gezogen. Herr Prof. Sachtleben teilte mir ergänzend mit, „daß es sich bei der zweiten Art (*Mesochorella nigriceps* [Brischke] Szépl.) möglicherweise um einen Hyperparasiten (vielleicht aus *Eripterus tarsalis* Szépl.?) handeln könnte, da die Arten der Gattung *Mesochorus* und verwandter Gattungen häufig Hyperparasiten sind". Im Sinne der Vermutung von Herrn Prof. Sachtleben ist meine Beobachtung, daß an Aussehen und Verhalten der aus ihren Wirten geschlüpften Ichneumonidenlarven keinerlei Unterschiede zu sehen waren, auf Grund deren das Vorhandensein von 2 verschiedenen Arten vermutet werden konnte.

VI. Bekämpfung

Die Bekämpfung erfolgte in erster Linie durch laufendes Absammeln der Käfer. Dieses Verfahren war gut durchführbar, da es sich um Kleinstanbauflächen handelte. Vereinzelt gelangte auch Stäube-Gesarol mit gutem Erfolg zur Anwendung. Russische Autoren (Legatow, Schtschegolew) empfehlen Stäuben und Spritzen mit Nikotinpräparaten oder mit Fraßgiften wie Pariser Grün, Natriumarsenit, Kalziumarsenit. Bos gibt, außer dem Absammeln der Käfer im Frühjahr, Ausreißen von Hederich und anderen wildwachsenden Kreuzblütlern an; als weitere Maßnahme empfiehlt er Aussäen von Kohlrüben zwischen die Senfpflanzen, damit die Käfer zunächst die noch jungen Kohlrübenpflanzen befallen, bis die inzwischen älter gewordenen Senfpflanzen gegen den Zugriff des Schädlings widerstandsfähiger geworden sind.

VII. Zusammenfassung

1. Der Käfer *Colaphellus sophiae* Schall. verursachte im Frühjahr 1946 und 1947 im Gebiet von Berlin an mehreren Stellen erhebliche Schäden bis zum Kahlfraß auf urbar gemachtem Brachland an jungen Pflanzen von Kohl und Radieschen. Der Schadfraß entstand nur durch die Käfer. Die Larven zeigten sich als Folge der Bekämpfung

und der geringen Wanderlust der Käfer vorwiegend an wildwachsenden Kreuzblütlern.

2. Die Art scheint in Deutschland noch nicht als Schädling aufgetreten zu sein. Nur aus Holland und den zentralen Teilen des europäischen Rußland liegen Angaben über Schadauftreten an den verschiedensten kultivierten Kruziferen vor.

3. Die Käfer verlassen die Winterquartiere im April und Mai. Es wurde jährlich nur eine Generation beobachtet. Auffallend bei den Käfern ist das häufige Kopulieren.

4. In Laboratoriumszuchten wurden die Eier in Häufchen bis zu 43 Stück auf den Boden oder in dessen oberste Schicht abgelegt. Eiablage an Blätter wurde unter natürlichen oder diesen angenäherten Bedingungen nicht beobachtet. Die größte Zahl der von einem im Laboratorium gehaltenen Weibchen abgelegten Eier war 344. Das Maximum der Eiablage wurde im Mai beobachtet.

5. Das Eistadium dauerte in Laboratoriumszuchten 7 Tage, die Larvenzeit 24—26 Tage. Die Hälfte des gesamten Larvenlebens, 12—13 Tage, wurde von der verpuppungsreifen Larve 4 im Boden verbracht. Die Dauer der Puppenruhe wurde im Laboratorium mit 16—17 Tagen ermittelt. Die Verpuppung fand, unter experimentellen Bedingungen, 9,5—12,5 cm tief im Boden statt.

6. Im Freiland wurden keine Jungkäfer im gleichen Sommer oberirdisch beobachtet, die Käfer blieben also vom Schlüpfen aus der Puppe bis zur Überwinterung im Boden.

7. Von ausschlaggebender Bedeutung für das Zustandekommen des Schadauftretens erwies sich die Zusammensetzung der Unkrautflora und der mengenmäßige Anteil der den Käfern Jahr für Jahr zur Verfügung stehenden geeigneten Futterpflanzen aus der Familie der Kreuzblütler. An allen Stellen mit Schadauftreten kamen *Sisymbrium Loeselii* L. und *Sisymbrium altissimum* L. in großer Menge vor. Beide Pflanzen, die sich erst in jüngster Zeit im Gebiet von Berlin außerordentlich stark ausgebreitet haben, waren in den beobachteten Fällen die hauptsächlichsten Futterpflanzen von *Colaphellus sophiae* und seiner Larve.

8. Die geringe Wanderlust der Käfer, die niemals fliegend beobachtet wurden, begünstigt die Zunahme ihrer Besiedlungsdichte.

9. Die aus den *Colaphellus sophiae*-Larven gezogenen Parasiten waren die Tachine *Meigenia bisignata* (Meigen) sensu WAINWRIGHT (1932), sowie die Ichneumoniden *Eripterus tarsalis* Szépl. und *Mesochorella nigriceps* (Brischke) Szépl. Bei der letzteren kann es sich um einen Hyperparasiten der zuerst genannten Schlupfwespe handeln.

10. Bei der Bekämpfung erwies ich wiederholtes Absammeln der Käfer wirkungsvoll und durchführbar, da sich der Befall zunächst nur auf Kleinstanbauflächen erstreckte.

VIII. Schrifttum

Bogdanow-Katjkow, N. N., Entomologische Exkursionen auf Gemüse- und Feldgemüsegärten, Feld- und Laboratoriumspraktikum. 3. Aufl. Moskau 1931. (Russisch.)

Bos, Ritzema J., De Mosterdtor of het Sophiahaantje *(Colaspidema [Colaphus] sophiae)*. Tijdschrift voor Entomologie 23, S. 139—151, 1880.

— — Der Senfkäfer oder Raukenstutzschildkäfer, *Colaspidema (Colaphus) sophiae*. Die Landwirtschaftlichen Versuchsstationen 31, S. 85—95, 1885.

— — Kurze Mitteilungen über Insektenfraß in den Niederlanden in den Jahren 1890/91. Schädlichkeit des Raukenstutzschildkäfers *(Colaspidema sophiae)* am Senf. Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten 1, S. 341—342, 1891.

— — Ziekten en Beschadigingen der Kulturgewassen. Deel II, S. 109—112. Groningen 1898.

van Emden, F., Bericht über die im Jahre 1924 in Speichern und Kulturen der Caesar & Loretz A. G. in Halle aufgetretenen Schädigungen. Jahresbericht der Caesar & Loretz A. G., S. 261. Halle 1925.

* Everts, E., Coleoptera Neerlandica. Deel II, S. 449. s'Gravenhage 1903.

Goury, G. und Guignon, J., Les Insectes parasites des Cruciferes. La Feuille des jeunes Naturalistes 37, S. 96, 1907.

Gyllenhall, L., Insecta Suecica, tom I, pars III, S. 475—476. Scaris 1813.

Hennig, W., Übersicht über die Larven der wichtigsten deutschen Chrysomelinen. Arbeiten über physiologische und angewandte Entomologie aus Berlin-Dahlem 5, S. 85—136, 1938.

Jacobson, G., Käferbestimmungsbuch. S. 343. Moskau 1927. (Russisch.)

Kirchner, O., Die Krankheiten und Beschädigungen unserer landwirtschaftlichen Kulturpflanzen. 3. Aufl. Stuttgart 1923.

Küster, H. C., Die Käfer Europas IX, 99. Nürnberg 1847.

Lefèvre, E., Monographie des Espéces européennes du Genre *Colaspidema* de Cast. Annales de la Société entomologique de France. 5e serie, tome 4, S. 345. Paris 1874.

* Legatow, W. W., An Attempt to control *Colaphellus sophiae* Schall. Plant Protection VII (1930), Nr. 1—3, S. 169—170. Leningrad 1931. (In Russian).

Marseul, S. de, Monographie des Chrysomélides. L'Abeille, Journal d'Entomologie, tome XXV, S. 68. Paris 1888.

Morawitz, F., Zur Kenntnis der russischen Eumolpiden. Horae Societatis Rossicae I, S. 164. Petropoli 1861.

Müller, F. P., *Colaphellus sophiae* Schall. *(Chrysomel.)* als Schädling auf kultiviertem Brachland im Gebiet von Berlin. Nachrichtenblatt für den Deutschen Pflanzenschutzdienst. Neue Folge I, Heft 4, S. 70—71, 1947.

Ogloblin, D. A. und A. N. Reichardt, *Coleoptera* in „Verzeichnis der schädlichen Insekten der paläarktischen Region". Teil I: Schädlinge der Landwirtschaft. Herausgegeben von A. A. Stackelberg. Leningrad 1932. (Russisch).

Petri, K., Siebenbürgens Käferfauna. S. 263. Hermannstadt 1912.

Preller, C. H., Die Käfer von Hamburg und Umgebung. Hamburg 1862. S. 133.

Rapp, O., Die Käfer Thüringens, Bd. II, S. 350. Erfurt 1933/35.

Redtenbacher, L., Fauna Austriaca. Die Käfer, II. Bd. Wien 1874.

* Sacharow, N., On the Pests of Mustard. Astrachan Horticultural, Market-gardeners' and Agricultural Society. Astrachan 1913. (In Russian).

* — — Pests of Mustard and Methods of fighting them (preliminary observation). Report of the Entomological Station of the Astrachan Society of Fruit-growing, Market-gardening and Agriculture. Astrachan 1914. (In Russian).

Sainte-Claire Deville, J. und A. Méguignon, Catalogue raisonné des Coléoptères de France. L'Abeille, Journal d'Entomologie, tome XXXVI, Nr. 2, S. 351. Paris 1935.

Schtschegolew, W. N., in „Handbuch zur Bekämpfung der Pflanzenschädlinge", S. 99/100. Moskau 1934. (Russisch).

* Schreiner, J. T., Insects injurious to Mustard in the Govt. of Astrachan. The Protection of Plants from Pests, Supplement to Friend of Nature, S. 637. Petrograd 1915. (In Russian).

Seidlitz, G., Fauna Transsylvanica. Die Käfer Siebenbürgens. S. 781. Königsberg 1891.

— — Fauna Baltica. Die Käfer der Deutschen Ostseeprovinzen Rußlands. S. 696. Königsberg 1891.

Weise, J., *Chrysomelinae*, in: Junk, W. und S. Schenkling, Coleopterorum Catalogus, Pars 68, S. 113—114. Berlin 1916.

* Wong (Chi-yu) und Chin (Meng-hsiao), Notes on the Hibernation and Testivation of *Colaphellus Bowringi* Baly (*Col., Chrysomelidae*). Ent. und Phytopath. 4, Nr. 29, S. 574—577. Hangchow 1936. (In Chinese).

Aus zeitbedingten Gründen konnten von den mit * bezeichneten Arbeiten nur Referate eingesehen werden.

Aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Institut für Getreide-, Ölfrucht- und Gemüsebau, Kiel-Kitzeberg

Über die Beziehungen zwischen der Wirksamkeit chemischer Bekämpfungsmittel und dem Entwicklungszustand des Rapsglanzkäfers (*Meligethes aeneus* F.)[1]

Von

W. Frey

Mit 1 Abbildung

In einer größeren Anzahl von Laboratoriumsversuchen, die 1941 mit gleichen Dosierungen und unter gleichen äußeren Bedingungen während der ganzen Zeit des Rapsglanzkäferauftretens durchgeführt wurden, zeigte das niedrigprozentige Derrisstäubemittel „Kümex" im Laufe der Monate eine unterschiedliche Wirksamkeit. Die Abtötung der Käfer war insbesondere im August wesentlich geringer als vorher. So betrug sie am 17. Juni 1941 bei einer Aufwandmenge von 10 kg/ha „Kümex" nach 1, 2 und 4 Tagen 85, 95 und 98 %, während sie zu den entsprechenden Kontrollterminen am 15. August 1941 bei 62, 75 und 79 % lagen (Durchschnittswert aus je 2 Versuchen). Da seinerzeit noch keine Erfahrungen über die Lagerfähigkeit dieser Mitteltype vorlagen, konnten diese Differenzen auch auf eine verminderte Wirkung des Präparates zurückzuführen sein[2]). 1942 wurden aber bei der Erprobung des neuen synthetischen Kontaktinsektizids „Stäube-Gesarol" dieselben Beobachtungen gemacht. Sie gaben den Anlaß, auch die Versuche mit „Kümex" zu wiederholen. Das Bild war das gleiche wie 1941. Mit „Stäube-Gesarol" liegen von 1942 vergleichsfähige Versuche nur mit der verhältnismäßig hohen Aufwandmenge von 30 kg/ha vor. Die Abtötung betrug hier nach 1, 2 und 4 Tagen Mitte Juli 92,9, 99,7 und 100 % (Durchschnitt aus 3 Versuchen), von Mitte August bis Anfang September dagegen nur 50,1, 85,6 und 95,8 % (Durchschnittswerte aus 10 Versuchen). Auf Grund dieser Tatsachen war zu vermuten, daß die Differenzen in der Abtötung auf einer unterschiedlichen Giftempfindlichkeit der *Meligethes* beruhten.

---

[1]) Eingegangen im Mai 1944.

[2]) Siehe auch Frey, W., Der Einfluß von Witterungsbedingungen, Lagerfähigkeit und Rotenongehalt auf die insektiziden Eigenschaften von Derrisstäubemitteln in bezug auf den Rapsglanzkäfer (*Meligethes aeneus* F.). Arb. physiol. u. angew. Ent. **11**, 117—135, 1944.

1943 wurden daraufhin während der ganzen Zeit des Rapsglanzkäferauftretens, soweit genügend Tiermaterial zur Verfügung stand, Versuche zur Klärung dieser Frage durchgeführt[1]). Von Mitte April bis Mitte August wurden zwei verschiedene Typen des Derrisstäubemittels „Kümex" in Abständen von etwa 8 Tagen in je 3 Versuchen geprüft. Es handelte sich dabei um eine besonders gute (K I) und eine unterdurchschnittlich wirksame Lieferung des Mittels (K II). Später wurde auch noch „Stäube-Gesarol" in die Versuchsreihe einbezogen. Die Aufwandmenge betrug einheitlich 15 kg/ha; die äußeren Bedingungen waren stets die gleichen. Sofort nach der Stäubung kamen die Käfer in Versuchszylindern in eine Thermostatenzelle von 19° C. Die Erfolgskontrollen nach 6 Stunden, 1, 2 und 4 Tagen fanden in diesem Raum statt. Es wurde dabei zwischen Lebenden, Leicht-, Schwergeschädigten und Toten unterschieden. Als leichtgeschädigt gelten solche *Meligethes*, die schon deutliche Lähmungserscheinungen zeigen, sich aber noch kurze Strecken fortbewegen können. Schwergeschädigte Käfer liegen ständig mit den Flügeldecken auf dem Boden und zeigen nur noch schwache Bewegungen der Beine, Fühler oder Tarsen. Sie erholen sich in der Regel nicht mehr, sondern sterben innerhalb eines oder mehrerer Tage ab. Als Futterpflanzen dienten zunächst Rübsen, später Senfknospenstände. Die relative Luftfeuchtigkeit in den Zylindern wurde mit einem kleinen Haarhygrometer, das unmittelbar vorher mit Hilfe eines Aspirationspsychrometers geeicht worden war, festgestellt; sie lag stets zwischen 90 und 95 %. Die Versuchstiere stammten bis zum Abblühen der Winterölfrüchte von Rübsen, später von Senf, der durch laufende Aussaaten bis Ende August blühend oder im Großknospenstadium zur Verfügung stand. Von jedem Fang wurde eine größere Menge von Käfern in 90prozent. Alkohol fixiert und in 75prozent. aufbewahrt. Präparationen von jeweils mindestens 30 Käfern dienten zur Feststellung von Jungkäferanteil, Geschlecht und Entwicklung des Fettkörpers. Wo es zur genauen Untersuchung notwendig erschien, wurden von den Gonaden mikroskopische Präparate hergestellt. Die Bonitierung des Fettkörpers erfolgte nach folgendem Schema: 0—1 = nicht vorhanden bis sehr gering; 1—2 = sehr gering bis gering; 2—3 = gering bis mittelstark; 3—4 = mittelstark bis stark; 4—5 = stark bis sehr stark. Eine ausführliche Darstellung der Ergebnisse der gesamten Versuchsreihe soll hier nur für das Mittel „Kümex", Type II, kurz als K II bezeichnet, gegeben werden (s. Tabelle 1). In diese Zusammenstellung sind auch die Ergebnisse der Käferpräparationen eingetragen.

Vergleicht man in der Tabelle jeweils den Prozentsatz der abgetöteten *Meligethes* am ersten Tag nach der Stäubung, so zeigt sich, daß diese Werte in der Zeit vom 19. April bis 22. Juni praktisch gleich sind. Eine gewisse Abweichung macht sich nur am 13. Mai bemerkbar; die Werte davor sind im Durchschnitt etwas höher als die von diesem

[1]) Allgemeine Angaben über die Versuchstechnik s. FREY, W., Arb. phys. u. angew. Ent. **8**, 176—196, 1941 und desgl. **11**, 95—116 u. 65—95, 1944.

Tage bis zum 22. Juni (90,5 bzw. 83 %). Diese Wirkungsabnahme macht sich nur nach einem Tage deutlich bemerkbar. Nach 2 Tagen haben sich die Unterschiede ziemlich, nach 4 Tagen praktisch vollkommen ausgeglichen. Die Ursache dafür dürfte in einer stärkeren Entwicklung des Fettkörpers bei einem Teil der Käfer und einer dadurch bedingten etwas erhöhten Widerstandskraft zu suchen sein. Die diesbezüglichen Untersuchungen (s. Tabelle 1) stützen diese Annahme. Am 19. und 30. April zeigen im Durchschnitt 93,5 % aller Tiere einen sehr gering entwickelten *Corpus adiposum*, in der Zeit vom 13. Mai bis 22. Juni dagegen nur 58 %.

Am 29. Juni tritt der erste größere Sprung in der Reihe der Abtötungswerte auf. Sie liegen jetzt wesentlich niedriger als in der gesamten Zeit vorher. Dieser Unterschied macht sich schon nach 6 Stunden und auch noch nach 4 Tagen bemerkbar. Die Wirkung ist also nicht nur verzögert, sondern tatsächlich vermindert. Die Ursache dafür muß, da Mittel und Versuchsbedingungen immer völlig gleich blieben, in einer erhöhten Widerstandskraft des Rapsglanzkäfers gegenüber dem Giftstoff gesucht werden. Am 29. Juni befand sich zum ersten Mal eine größere Anzahl Jungkäfer (67 %) unter dem verwendeten Tiermaterial. Es war zu vermuten, daß sie es waren, welche die geringere Empfindlichkeit gegen das Stäubemittel zeigten. Bestand diese Annahme zu Recht, so mußte sich der Prozentsatz der Überlebenden in den folgenden Versuchen im gleichen Rhythmus ändern wie derjenige der Jungkäfer. Um diese Beziehungen zu veranschaulichen, wurden sie in Abb. 1 in Form von Kurven, am 22. Juni beginnend, dargestellt. Die eine gibt den Prozent-

Tabelle 1

Wirksamkeit von „Kümex" (Type II) auf *Meligethes aeneus* und die beeinflussenden Faktoren, Jungkäferauftreten und Fettkörperentwicklung

Datum	Schädigung in % nach												% Jungkäfer	Entwicklung des Fettkörpers in %				
	6 Stunden				1 Tag				2 Tagen				4 Tagen					0—1	1—2	2—3	3—4	4—5
	○	◑	●	+[1]	○	◑	●	+	○	◑	●	+	○	◑	●	+						
19. 4.	—	5	59	36	—	—	9	91	—	—	4	96	—	—	—	100	—	100	—	—	—	—
30. 4.	4	1	52	43	—	3	7	90	—	2	2	96	—	1	—	99	—	87	13	—	—	—
13. 5.	3	6	40	42	—	1	18	81	—	1	6	93	—	1	1	98	—	50	37	10	3	—
28. 5.	6	6	49	39	—	3	13	84	—	1	5	94	—	1	1	98	—	67	23	10	—	—
16. 6.	8	3	56	33	2	1	14	83	1	3	5	91	2	1	2	95	—	47	30	23	—	—
22. 6.	7	5	53	35	7	1	8	84	4	4	4	88	3	1	2	94	10	68	22	7	3	—
29. 6.	14	11	56	19	7	7	31	55	11	7	24	58	9	9	13	69	67	47	40	13	—	—
5. 7.	30	18	35	17	26	11	22	41	27	10	14	49	27	9	7	57	80	20	64	10	3	3
13. 7.	30	27	31	12	27	10	21	42	30	8	15	47	28	9	5	58	60	22	25	22	16	15[2]
20. 7.	16	17	45	22	10	11	17	62	10	10	14	66	11	7	5	77	57	43	27	20	7	3
27. 7.	16	25	40	19	8	13	34	45	—	—	—	—[3]	17	9	6	68	90	13	30	37	17	3
5. 8.	—	—	—	—[3]	3	7	30	60	6	4	23	67	5	6	17	72	80	40	20	26	7	7
10. 8.	29	32	32	7	25	22	28	25	37	15	18	30	—	—	--	—[3]	98	2	3	5	37	53[2]
16. 8.	59	16	20	5	60	14	12	14	68	4	9	19	66	4	4	26	99	—	6	10	28	56[2]

[1]) ○ = lebend; ◑ = leichtkrank; ● = schwerkrank; + = tot.
[2]) Ergebnisse aus 60 Käferpräparationen.
[3]) Kontrolle wegen Stromausfall nicht möglich.

satz der Jungkäfer an, der sich unter dem verwendeten Tiermaterial befand; die andere, die die Wirkungsänderung von K II wiedergibt, drückt aus Gründen der Darstellung nicht den Prozentsatz der abgetöteten Tiere, sondern den der Überlebenden aus. In diesen Werten sind also auch alle mehr oder minder geschädigten Käfer enthalten.

Vergleicht man den Verlauf der Jungkäfer- und den der K II-Kurve, so zeigt sich, daß fast alle auftretenden Schwankungen bei beiden in gleichem Sinne verlaufen. Danach besteht also die vermutete Beziehung zwischen Jungkäferauftreten und Wirkungsminderung der Derrismittel tatsächlich. Auf welchen Faktoren im einzelnen die höhere Widerstandskraft der Jungkäfer im Vergleich zu der der Altkäfer beruht, konnte noch

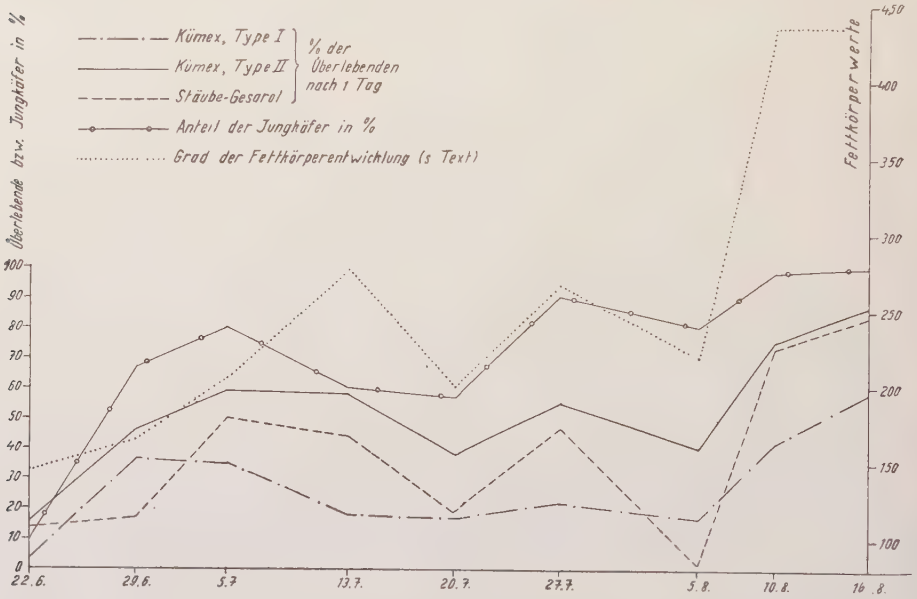


Abb. 1. Die Abhängigkeit der Wirkung von „Kümex" und „Stäube-Gesarol" auf Rapsglanzkäfer vom Auftreten der Jungkäfer und dem Grad der Fettkörperentwicklung. (Dos.: 15 kg/ha; Temp. 19° C konstant; Mittelwert aus je 3 Versuchen)

nicht näher untersucht werden. Eine gewisse Rolle scheint in dieser Hinsicht der Entwicklungsgrad des Fettkörpers zu spielen. Er wurde gleichfalls in Abb. 1 für das an den jeweiligen Versuchstagen verwendete Käfermaterial graphisch dargestellt. Um zu vergleichbaren Gesamtwerten für die einzelnen Daten zu kommen, wurden die Prozentzahlen der 5 Bonitierungsgruppen (s. Tabelle 1) jeweils mit der höchsten Bewertungszahl multipliziert und die einzelnen Werte dann addiert. Für den 13. Juli ergibt sich danach z. B.: $(22 \times 1) + (25 \times 2) + (22 \times 3) + (16 \times 4) + (15 \times 5) = 279$. Die so für jeden Versuchstag erhaltenen Zahlen wurden als „Fettkörperwerte" bezeichnet und bilden die einzelnen Punkte der Kurve in Abb. 1.

Zieht man bei der Betrachtung der Jungkäfer- und K II-Kurve die des Fettkörpers mit heran, so lassen sich gewisse, bisher noch bestehende

Unstimmigkeiten klären. Das Tiermaterial vom 13. Juli zeigte, obgleich es eine geringere Anzahl von Jungkäfern enthielt als das vom 5. Juli, keine erhöhte Empfindlichkeit gegen das Mittel. Verfolgt man nun die Fettkörperkurve, so zeigt sich, daß sie vom 5.—13. Juli ziemlich steil ansteigt, d. h. daß der Prozentsatz von Tieren mit stark entwickeltem *Corpus adiposum* größer geworden ist. Ein Blick auf Tabelle 1 bestätigt dies; die Prozentzahl der Käfer in den drei höchsten Bewertungsstufen hat auf Kosten derjenigen aus den beiden unteren zugenommen. Die vor allem wohl bei den Jungtieren eingetretene Vergrößerung des Fettkörpers hat eine weitere Erhöhung ihrer Giftresistenz bewirkt. Die zahlenmäßige Abnahme der Jungkäfer ist durch eine Stärkung der Widerstandskraft eines Teiles der Tiere so kompensiert worden, daß nach außen hin die Mittelwirkung gleichbleibt. Ähnlich läßt sich eine weitere kleine Unstimmigkeit zwischen Jungkäfer- und K II-Kurve deuten. Der Prozentsatz der überlebenden Tiere steigt in der Zeit vom 5.—16. August wesentlich mehr, als es der geringen noch möglichen Zunahme der Jungkäfer von 80 auf 100 % entsprechen würde. Da aber die Fettkörperkurve gerade in diesem Zeitraum einen sehr starken Anstieg zeigt, dürfte es auch hier als erwiesen gelten, daß sich eine Vergrößerung des *Corpus adiposum* weiterhin steigernd auf die Giftresistenz der Tiere auswirkt.

Soweit die vorliegenden Versuche im Zusammenhang mit den Präparationen erkennen ließen, ergab sich weder bei Jung- noch bei Altkäfern eine unterschiedliche Empfindlichkeit der beiden Geschlechter gegenüber dem Mittel.

Wie stimmen nun die mit „Kümex", Type I (K I) erzielten Ergebnisse mit den dargestellten Befunden überein? Von Mitte April bis zum 22. Juni war auch hier die Mittelwirkung praktisch gleichbleibend. Die Abtötung war, der höheren Wirksamkeit der Type entsprechend, überall etwas größer. Sie betrug während dieser Zeit bei der Kontrolle nach einem Tag durchschnittlich bei K I 93,6, bei K II dagegen nur 85,5 %. Die bei K II am 13. Mai beobachtete geringe Wirkungsabnahme trat bei K I kaum in Erscheinung. Diese Feststellung steht im Einklang mit der allgemeinen Erfahrung, daß bei wirksameren Mitteln geringe Abtötungsunterschiede weniger deutlich sichtbar werden. Auch für K I ist der Prozentsatz der nach einem Tag überlebenden *Meligethes,* vom 22. Juni beginnend, in Abb. 1 in einer Kurve dargestellt. Sie zeigt im wesentlichen dieselben Schwankungen wie die von K II. Ihre insgesamt tiefere Lage spiegelt nur die höhere Abtötungskraft dieser Mitteltype wieder. Beachtenswert ist, daß auch zum 13. Juli die K I- und die Jungkäferkurve, im Gegensatz zu der von K II, praktisch parallel verlaufen. Bei dem wirksameren Mittel reicht also der Einfluß des Fettkörpers nicht aus, um bei Verminderung der Jungkäferzahl ein Ansteigen der Mittelwirkung zu verhindern. Vom 5.—16. August machen sich im Verlauf der Kurven in dieser Hinsicht Unterschiede zwischen K I und K II nicht bemerkbar. Das Ansteigen der Fettkörperkurve ist hier so stark, daß ähnliche Unterschiede wie die eben geschilderten nicht mehr auftreten.

Auch bei dem Präparat „Stäube-Gesarol" ergaben sich im Prinzip die gleichen Beziehungen zwischen der Wirkung des Mittels, dem Auftreten der Jungkäfer und dem Entwicklungsgrad des Fettkörpers. Dieses Mittel wurde erst am 9. Juni laufend in die Versuchsreihe einbezogen. Auffallend ist, daß der erste größere Wirkungsrückgang hier nicht am 29. Juni wie bei den Derrispräparaten, sondern erst am 5. Juli, als bereits 80 % Jungkäfer vorhanden waren, eintrat (s. Abb. 1). Ob es sich hierbei um eine mitteleigene Erscheinung oder eine zufällige Abweichung handelt, kann vorläufig nicht entschieden werden. In ihrem späteren Verlauf weist die „Gesarol"-Kurve jedenfalls eine weitgehende Übereinstimmung mit der von K II auf. Bei dem verhältnismäßig starken Abfall, den sie vom 27. Juli zum 5. August zeigt, dürfte es sich um eine Abweichung handeln, wie sie in biologischen Versuchen häufiger vorkommt, ohne daß sich eine stichhaltige Erklärung dafür geben läßt.

Es erhebt sich nun noch die Frage, wie diese 1943 gemachten Feststellungen mit den eingangs erwähnten Beobachtungen aus den Jahren 1941 und 1942 übereinstimmen. Da hier außer für August 1942 kein speziell für diese Zwecke fixiertes Käfermaterial vorlag, wurden *Meligethes* aus den Biozönosefängen der Jahre 1941 und 1942, und zwar der betreffenden Tage untersucht. Da sie von denselben Parzellen stammten wie die Versuchstiere, sind Fehlermöglichkeiten praktisch ausgeschlossen. Das Tiermaterial für die am 17. Juni 1941 durchgeführten Versuche (s. S. 609) bestand ausschließlich aus Altkäfern mit gering entwickeltem Fettkörper (0—1 = 60 %; 1—2 = 33 %). Am 15. August 1943 dagegen waren 85 % Jungkäfer mit verhältnismäßig gut entwickeltem *Corpus adiposum* (3—4 = 25 %; 4—5 = 35 %) vorhanden. Ein Vergleich zwischen den Präparations- und Versuchsergebnissen ergibt das bekannte Bild. 1941 ist zwar die Anzahl der Jungkäfer noch geringer und der Fettkörper im Durchschnitt weniger entwickelt als zum gleichen Zeitpunkt 1943; dafür ist die Wirkungsabnahme des Mittels auch entsprechend kleiner. Diese Verhältnisse sind dadurch bedingt, daß der Rapsglanzkäfer 1941 vier Wochen später auftrat als 1943.

1942 waren aus denselben Gründen wie im vorangegangenen Jahr auch Mitte Juli noch fast ausschließlich Altkäfer (97 %) in den Fängen zu finden. Der Fettkörper war gering (0—2 = 100 %). Am 19. August betrug die Anzahl der Jungkäfer 100 %, der *Corpus adiposum* war verhältnismäßig stark (3—4 = 47 %; 4—5 = 33 %). Diese Präparationsbefunde zeigen zusammen mit den auf S. 609 mitgeteilten Abtötungsergebnissen von „Stäube-Gesarol" dasselbe Bild wie die Gesamtresultate des Jahres 1943.

Aus allen bisher besprochenen Untersuchungen geht hervor, daß die *Meligethes*-Jungkäfer den bisher daraufhin geprüften Bekämpfungsmitteln gegenüber eine größere Widerstandsfähigkeit zeigen als die Altkäfer. Eine stärkere Zunahme des *Corpus adiposum* wirkt weiterhin resistenzerhöhend.

Wenn auch die Ergebnisse der Untersuchungen über die Ursachen der verschiedenen Giftempfindlichkeit des Rapsglanzkäfers, die sich im wesentlichen auf die Versuchsreihe des Jahres 1943 stützen, noch der Überprüfung und Ergänzung bedürfen, so ist an der Tatsache der veränderten Resistenz selbst nicht mehr zu zweifeln. Es fragt sich nun, welche Folgerungen daraus für die Praxis entstehen. Auf allen Winterölfrüchten werden wir es während des Knospenstadiums, also zu dem Zeitpunkt, wo eine Bekämpfung notwendig ist, immer nur mit Altkäfern zu tun haben. Nach den vorliegenden Versuchsergebnissen ist also bei Verwendung derselben wirksamen Mittel stets mit gleichmäßig guten Abtötungsergebnissen zu rechnen. Die Schwankung, die sich in der Versuchsreihe des Jahres 1943 mit dem Mittel K II am 13. Mai zeigte, dürfte in der Praxis nicht in Erscheinung treten. Es handelt sich bei K II, darauf sei hier nochmals hingewiesen, um eine weniger gute Mitteltype, die für die Laboratoriumsversuche nur gewählt wurde, um kleinere Wirkungsunterschiede besonders deutlich zu machen. Bei dem besser wirkenden Mittel K I wurden auch in Laboratoriumsversuchen am 13. Mai praktisch keine Schwankungen in der Schädigung festgestellt. Da die Versuche 1943 aus technischen Gründen erst drei Wochen nach dem Erstauftreten von *Meligethes* begonnen werden konnten, läßt sich über das Verhalten der Käfer unmittelbar nach dem Verlassen der Winterquartiere nichts aussagen. Einige Beobachtungen lassen vermuten, daß die Mittelwirkung zunächst etwas geringer ist.

Bei der Bekämpfung des Rapsglanzkäfers auf sehr späten Sommerölfruchtschlägen, auf denen ein hoher Prozentsatz Jungkäfer lebt, muß dagegen mit der Möglichkeit gerechnet werden, daß mit der normalerweise empfohlenen Aufwandmenge von 10 kg/ha kein ausreichender Erfolg eintritt. Durch eine entsprechende Erhöhung der Dosierung lassen sich Mißerfolge leicht vermeiden. Überhaupt dürfte die Notwendigkeit, *Meligethes*-Jungkäfer zu bekämpfen, in den einzelnen Gegenden Deutschlands mit ihren abweichenden Klimaverhältnissen recht unterschiedlich sein. In der Provinz Schleswig-Holstein ist normalerweise auch der letzte Sommerraps- bzw. -rübsenschlag vor dem Auftreten größerer Mengen von Jungkäfern erblüht, so daß sich eine Bekämpfung erübrigt. Auf Senffeldern, von denen einzelne vielleicht noch im Knospenstadium von Jungkäfern befallen werden, kommt eine Behandlung praktisch ohnehin kaum in Frage.

Von wesentlich größerer Bedeutung sind die gewonnenen Erkenntnisse für die Mittelprüfung, da hier Versuche während der ganzen Zeit des Rapsglanzkäferauftretens durchgeführt werden. Manche unterschiedlichen Ergebnisse einzelner Versuchsansteller werden durch die vorliegenden Feststellungen ihre Erklärung finden. Bei allen Laborversuchen mit *Meligethes* ist noch mehr als bisher darauf zu achten, daß in jeder Serie ein Präparat genau bekannter Wirksamkeit als Vergleichsmittel einbezogen wird, um dadurch die Giftempfindlichkeit des verwendeten Käfermaterials stets unter Kontrolle zu haben. Nach Möglichkeit sollten

für die Mittelprüfung nur Altkäfer Verwendung finden. Müssen ausnahmsweise Mischpopulationen oder nur Jungkäfer verwendet werden, so ist eine Beurteilung der allgemeinen Brauchbarkeit des zu prüfenden Präparates für die Rapsglanzkäferbekämpfung nur durch sorgfältigen Vergleich mit Abtötungsergebnissen eines auf gleicher Wirkstoffbasis aufgebauten anerkannten Mittels möglich. Bei Präparaten mit vollkommen neuartigen chemischen Verbindungen wird man vorläufig aus Versuchen mit Jungkäfern nur bedingt Schlüsse auf ihre Verwendbarkeit, insbesondere auf die erforderlichen Mindestaufwandmengen, ziehen können.

Zusammenfassung

1. In einer größeren Anzahl von Laboratoriumsversuchen wurde nachgewiesen, daß der Rapsglanzkäfer während seines Auftretens nicht immer die gleiche Giftempfindlichkeit zeigt. Jungkäfer sind widerstandsfähiger als Altkäfer. Auch eine Vergrößerung des Fettkörpers wirkt sich resistenzerhöhend aus.

2. Bei der Bekämpfung von *Meligethes aeneus* auf Winterölfrüchten haben wir es stets nur mit Altkäfern zu tun. Die Notwendigkeit, auf Sommerölfrüchten die resistenteren Jungkäfer zu bekämpfen, wird in den einzelnen klimatisch voneinander abweichenden Gegenden Deutschlands in unterschiedlichem Maße gegeben sein. Wo aber eine Behandlung von Feldern mit Jungkäfern vorgenommen werden muß, ist unbedingt eine Aufwandmenge von 20—30 kg/ha anstatt der üblichen von 10 kg/ha erforderlich.

3. Für Laboratoriumsversuche zur Erprobung chemischer Bekämpfungsmittel ist die unterschiedliche Giftresistenz von *Meligethes aeneus* F. von wesentlicher Bedeutung. Hier muß für jeden Versuch die etwa durch Zeit und Herkunft bedingte unterschiedliche Giftempfindlichkeit des verwendeten Tiermaterials an Hand eines Standardpräparates kontrolliert werden. Nach Möglichkeit sind für Mittelprüfungen nur Altkäfer zu verwenden. Ergebnisse aus Versuchen mit Jungkäfern lassen nur dann sichere Schlüsse auf die praktische Eignung eines Mittels zu, wenn ein Vergleich mit einem chemisch ähnlichen Präparat bekannter Wirksamkeit möglich ist. In Zukunft sollten Angaben über den mutmaßlichen Entwicklungszustand und die Herkunft des verwendeten *Meligethes*-Materials den Versuchsprotokollen immer beigegeben werden.

Erste Ergänzung zu KÉLERs „Übersicht über die gesamte Literatur der Mallophagen“

Von

Wolfdietrich Eichler
Universität Leipzig*)

S. v. Kéler brachte in dieser Zeitschrift [1]) eine Übersicht über nahezu das gesamte Mallophagen-Schrifttum. Bei dem wachsenden Interesse an dieser auch wirtschaftlich bedeutungsvollen Insektenordnung [2]) schließt diese Bibliographie eine empfindliche Lücke. Vor allem wird auch durch die von ihm gewählte chronologische Anordnung [3]) der unmittelbare Anschluß gegeben an die kurz zuvor erschienene „Geschichte der Mallophagen-Kunde“ desselben Verfassers [4]).

Da ich selbst mich seit vielen Jahren ebenfalls um eine möglichst vollständige Erfassung des Mallophagen-Schrifttums bemüht habe, so kann ich die Kélersche Liste vervollständigen. Vor allem ist mir dies durch das Entgegenkommen von Herrn Senator a. D. H. Fahrenholz erleichtert, der mir die Durchsicht seiner überaus reichhaltigen Literaturkartei gestattete.

Dasselbe gilt auch für die Karteien von K. Pfleger [5]), G. Wundrig und M. Zunker [6]); ferner waren mir G. H. E. Hopkins, G. B. Thompson und H. S. Peters behilflich, so daß ich heute die Kélersche Zusammenstellung von 685 Titeln um weitere 373 Zitate vermehren kann (jeweils vor 1935).

Zunächst bringe ich nur Nachträge aus dem Zeitraum bis 1934 einschließlich. Eine weitere Ergänzung (1934 bis 1937, mit welchem Jahr auch die Kélersche Liste abschließt) soll folgen und auch das alphabetische Verzeichnis der nachgetragenen Autoren enthalten.

---

*) Manuskript bei der Redaktion eingegangen 1944.

[1]) 25. Jhrg. 1938e, S. 487—524.

[2]) Vgl. Wd. Eichler, 1940b. Die wirtschaftliche Bedeutung der Mallophagen (Haarlinge und Federlinge); Anz. f. Schädlingskunde **16**, S. 32—36.

[3]) wie sie seinerzeit auch von H. Fahrenholz in seiner bekannten Läuse-Bibliographie (Z. angew. Ent. **6**, 1920, S. 106—160) angewandt worden war.

[4]) Z. f. Parasitenkunde **10**, 1938c, S. 31—66.

[5]) welchem auch die L. Freundschen Zitate zur Verfügung standen.

[6]) den Genannten auch an dieser Stelle wärmsten Dank für ihre Erlaubnis.

Grundsätzlich bin ich der von KÉLER gewählten Darstellungsweise gefolgt, habe jedoch größeren Wert auch auf das angewandte Schrifttum gelegt. Zahlreiche Arbeiten in letzterem sind ja durch biologische Angaben besonders wichtig. Das Zitieren von Lehrbüchern war in vielen Fällen hauptsächlich älterer Ausgaben schwer vermeidlich.

Aus Zweckmäßigkeitsgründen bezeichne ich mehrere im selben Jahr erschienene Arbeiten eines Autors fortlaufend mit an die Jahreszahl angehängtem a, b, c usw. Bei meinen Nachträgen gebe ich diese Affixe jeweils an, während ich mich bei den von KÉLER publizierten Zitaten an seine Reihenfolge halte[7]).

Da ich annehmen muß, daß es sich bei den von KÉLER ausgelassenen und nun von mir nachgetragenen Zitaten meist um wenig bekannte Mallophagenarbeiten handelt, so gab ich nach Möglichkeit in Stichworten eine kurze Inhaltsangabe, oder doch wenigstens in ( ) Buchstabensymbole nach dem von mir früher vorgeschlagenen Schema[8]). Die Zahl der nicht von mir selbst eingesehenen Arbeiten ist hier aus naheliegenden Gründen[9]) wesentlich höher als bei KÉLER. Jedoch ist ein großer Teil der (analog zu KÉLER) mit * gekennzeichneten Titel von FAHRENHOLZ oder von PFLEGER kontrolliert worden, oder aber stammt aus zuverlässigen Referatenorganen (z. B. Rev. appl. Ent.). Bei verschiedenen zweifelhaften Titeln habe ich heute noch von einer Nennung abgesehen, um zunächst die Literaturstelle prüfen zu können.

Schon heute möchte ich kurz auf 2 kleine Irrtümer in KÉLERS Liste eingehen. Einmal gelang es mir nicht, eine 1815 in Göttingen erschienene Ausgabe der OLFERSschen Dissertation nachzuweisen, wogegen ich von der 1816 in Berlin erschienenen Ausgabe (mit gleichem Titel) selbst mehrere Exemplare gesehen habe. Zum anderen hat die 1826 erschienene Arbeit von NITZSCH[10]) nichts mit Mallophagen zu tun, sondern behandelt lediglich das Fliegen und damit zusammenhängende Probleme als Parallelismen von Vögeln und Insekten.

---

[7]) mit Ausnahme von HARRISON 1916, wo ich seine „Genera and Species of Mallophaga" als 1916 a bezeichnete, und abgesehen von meinen eigenen Arbeiten, für welche ich besondere Affixe wählte (in KÉLERS Liste z. B. EICHLER 1934 d, 1936 a, 1936 g, 1936 i, 1937 b, 1937 a, 1937 g, 1937 c).

[8]) Zool. Anz. 126, 1939, S. 268—270. Es bedeuten z. B.

A = Förderung,
B = Lebensweise,
C = Bekämpfung,
D = Schaden, wirtschaftliche Bedeutung,
E = ökologische Einzeltatsachen,
EE = speziellere Ökologie,
F = Faunistik (Verbreitung, Vorkommen, Häufigkeit),
G = Genetik und Entwicklungsphysiologie,
H = Hyperparasitismus und Überträgerrolle,
J = Historisches, Definitionen, Generelles, Parasitentheorie,
K = Geschlechtsleben,
M = Morphologie inkl. Anatomie,
N = Nahrung, Ernährungsstoffwechsel, Resistenz,
O = Ontogenie,
Pa = Parasiten,
Ph = Physiologische Untersuchungen,
Ps = Psychologie,
R = Symbiose,
S = Systematik und Klassifikation,
T = Technik,
U = Nutzen,
W = Wirte,
X = kurze oberflächliche kompilatorische Behandlung,
XX = größere lehrbuchmäßige Darstellung,
Y = Feinde,
Z = Zucht,
Σ = umfassende Gesamtdarstellung.

[9]) verstärkt noch als Folge des Kriegsbeginns, welcher die Drucklegung meiner vorliegenden Liste erheblich verzögerte.

[10]) von KÉLER auch 1938 c, auf S. 44 besprochen.

1.* HOMER, (Odyssee), Gesang XVII Zeile 300.

2.* ARISTOTELES. Vgl. derselbe 1816 a und SUNDEVALL 1862 a.

3.* PLINIUS. Auch PLINIUS nennt schon die Vogelläuse.

4.* 1545 a, ALBERTUS MAGNUS, Thierbuch Alberti Magni / Von Art Natur und Eygenschafft der Thierer, Als nemlich von Vierfüßigen, Vögeln, Fyschen, Schlangen oder kriechenden Thieren, Und von den kleinen Gewürmen die man Insecta nennet, Durch WALTHERUM RYFF verteutscht; Frankfurt. — Spricht allgemein von Läusen der Vögel, die größer sind als die der Menschen.

5.* ANONYM, De Accipitris et Canibus eorumque curd. videtur esse Opianus; Berliner Handschrift des Hierakosophions; 17. Jhdt.

6.* 1634 a, MONFET, TH., Insectorum sive Minimorum Animalium Theatrum / Olim ab E. Wottono, C. Gesner, Ph. Pennio inchoatum; London. — Im 23. Kap. „De Pediculi Brutorum et Plantarum" werden aufgezählt Pediculi Olorum, Gallinarum, Anserum, Columbarum, Coturnicum, Phasianorum, Perdicum et accipitrum.

7.* 1638 a, ALDROVANDUS, W., De animalibus insectis libri septem cum singulorum iconibus ad vivum expressis; Bononiae. — Kap. IV „De Pediculis" behandelt auch Mall. S. 542—559; die im Kap. V „De Ricino" besprochenen Tiere sind Zecken.

8.* 1667 a, MERRETT, CHR., Pinax Rerum Naturalium Britannicarum / continens Vegetabilia, Animalia, et Fossilia, in hae Insula reperta inchoatus; London.

9.* 1734 a, CUNO, C. C., Observationes durch dessen verfertigte Microscopia deren unterschiedlichen Insecten nebst anderen unsichtbaren Kleinigkeiten der Natur welche er nach dem Leben accurat abzeichnen und auf Verlangen Hoher Liebhaber in Kupfer stechen lassen; Augspurg. — Auf S. 7 ein „Insect" vom Kopfe einer Lerche beschrieben und Taf. 10 abgebildet (Menoponide?).

10. 1736 a, HOOKE, Observations on the Flea, and Louse; Of the Louse, in: E. ALBIN, A Natural History of Spiders, and other curious Insects; S. 70—76, pll. XLII—LII; London.

11. 1777 a, ANONYM, Beantwortung einer Anfrage im 33sten Stücke der Anzeigen von diesem Jahre; Hannov. Mag. **14**, 767. — Mit den „Hühnerläusen" ist vermutlich Dermanyssus gallinae gemeint. Vgl. EICHLER 1939, S. 173—174 und S. 178.

12.* 1782 a, BUCHOZ, P. J., Histoire des Insectes utiles et nuisibles à l'homme, aux bestiaux, à l'agriculture et au jardinage; 2. Ausg.; Rouen u. Paris. — Kap. 2 (S. 25—57) über „le pou". Mall. nach GEOFFROY; Vulgärnamen; eine frühere Auflage ist anonym erschienen. (S).

13.* 1787 a, GOEZE, J. A. E., Geschichte einiger, den Menschen, Thieren, Oekonomie und Gärtnerey schädlichen Insecten / nebst den besten Mitteln gegen dieselben aus dem Französischen und mit Anmerkungen. 264 S.; Leipzig. — Mall. nach GEOFFROY im 2. Kap. „Von der Laus" S. 25—52. (S).

14.* 1800 a, LANDT, JØRGEN, Beskrivelse over Faerørne; Kjøbenhavn.

15.* 1802 a, SCHRANK, F. von PAULA, Briefe naturhistorischen, physikalischen und ökonomischen Inhaltes an Herrn Bernhard Sebastian Nau, ehemaligen kurmainzischen Hofgerichtsrath und Professor; Erlangen. — Mall. S. 361—363; enthält Diagnose der n. sp. „Pediculus phaeopodis" von Scolopax phaeopas Linn. (S).

16.* 1810 a, LANDT, JØRGEN, A description of the Feroe Islands; London. — Engl. Übersetzung des dänischen Buches von 1900; Mall. von Fratercula sollen auch den Menschen beißen (diese Mitteilung bezieht sich wohl auf Zecken).

17.* 1810 a, LATREILLE, P. A., Considérations générales sur l'ordre naturel des animaux composant les classes des Crustacés, des Arachnides et des Insectes; Paris.

18.* 1816 a, ARISTOTELES, Naturgeschichte der Thiere. Übersetzt und mit Anmerkungen begleitet von F. STRACK; Frankfurt a. M. — Fortpflanzung der Läuse S. 109 und 275—277. Vgl. SUNDEVALL 1862 a.

19.* 1825 b, LATREILLE, P. A., Entomologie ou histoire naturelle des Crustacés, des Arachnides et des Insectes; in: Encylopédie Méthodique, Histoire Naturelle, Bd. **10**; Paris. — Mall. S. 310 „Ricinus corvi" und „R. gallinae".

20.* 1826 a, DUMÉRIL, A. M. C., Dictionnaire des sciences naturelles; Straßburg und Paris. — 1. Auflage Paris **1804** a.

21.* 1832 a, GRIFFITH, E., The animal kingdom / arranged in conformity with its organization by the Baron Cuvier, with supplementary additions to each order; Bd. **14**; London.

22.* 1836 a, CUVIER, Ch., Das Thierreich / geordnet nach seiner Organisation. Nach der 2. Ausg. übersetzt von F. S. VOIGT. Bd. **4**; Leipzig. — „Nirmus" S. 494—497.

23.* 1837 a, GROGNIER, L. F., Cours de zoologie vétérinaire; 2. Ausg.; Paris. — Deutsche Überarbeitung von C. L. F. WEISS erschien **1845** in Stuttgart als Grundriß der Veterinärzoologie von L. F. GROGNIER.

24.* 1837 a, KEFERSTEIN, A., Naturgeschichte der schädlichen Insekten / Nach eigenen und fremden Beobachtungen / Erster Theil / Die dem Menschen und den Thieren schädlichen Insecten; Erfurt. — Mall. von Haussäugern S. 306—307. (S).

25.* 1838 a, WESTWOOD, J. O., The entomologist's text book, an introduction to the natural history, structure, physiology and classification of insects, including the Crustacea and Arachnida; London. — Mall. S. 161—162. Platypsyllus in Nähe der Mall. gestellt. (S).

26. 1843 a, STEIN, F., Aufforderung zum Einsammeln von Schmarotzer-Insekten der höheren Thierklassen; Ent. Ztg. Stettin **4**, 316—318. (E).

27. 1847 a, BURMEISTER, Über die Mundbildung von *Pediculus*; Linnaea Entomologica **2**, 569—584. (M).

28. 1848 a, SIMON, G., Die Hautkrankheiten / durch anatomische Untersuchungen erläutert. Berlin. (D).

29. 1851 c, BURNETT, W. J., On the relation of the distribution of lice to the different Faunas; Proc. Amer. Assoc. Adv. Sc. IVth Meet. 133—138. (J).

30. 1855 a, KÜCHENMEISTER, F., Die in und an dem Körper des lebenden Menschen vorkommenden Parasiten; 2. Abth., Leipzig. — Mall. S. 438 u. 483. (W).

31.* 1855 a, LEUCKART, R., Über die Micropyle und den feineren Bau der Schalenhaut bei den Insekteneiern; Arch. Anat., Physiol. u. wiss. Med. 1855, 90—264. — Angaben über Mall.-Eier nach KIRBY u. SPENCE. (M).

32.* 1855 b, WEDL, C., Sur la circulation chez le Menopon pallidum; L'Institut **23** (1140), 381. (Ph).

33. 1857 a, AUBÉ, (Note sur deux Anoploures qui se font transporter par des insectes là où ils doivent trouver une nourriture qui leur est commune avec eux); Ann. Soc. ent. France Ser. 3. Tom. 5, pp. CLVIII—CLX. — Mall.-Transport durch Hippobosciden. (H).

34.* 1859 a, GERVAIS, P. und BENEDEN, P. J. van, Zoologie médicale / Exposé méthodique du règne animal basé sur l'anatomie, l'embryologénie et la paléontologie comprenant la déscription des espèces employées en médecine de celles qui sont parasites de l'homme et des animaux. Bd. **1**; Paris.

35.* 1860 a, LEUNIS, J., Synopsis der Naturgeschichte des Tierreichs; 2. ed.; Hannover. — Mall. S. 650—651.

36.* 1862 a, DELAFOND, O. und BOURGUIGNON, H., Traité pratique d'entomologie et de pathologie comparées / de la Psore ou Gale de l'homme et des animaux domestiques; Mém. Ac. Sci. France (math. phys.) **6**, 277—922; Paris. — Mall. von Haussäugern S. 490, 624, 682, 763—764, 849. (XX).

37.* 1862 a, SUNDEVALL, C. J., Ett försök att bestämma de af Aristoteles omtalade djurarterna/I. Luftandande djur, eller klasserna: Däggdjur, Foglar, Reptilier och Insekter med Arachnider; K. Svenskas Vetenskapsakademiens Handlingar 4 (2), 148 S; Stockholm. — Mall. S. 141—142. Vgl. ders. 1863 a.

38.* 1863 a. SUNDEVALL, C. J., Die Thierarten des Aristoteles von den Klassen der Säugethiere, Vögel, Reptilien und Insekten; Stockholm. — Mall. S. 229, dtsch. Übers. d. schwed. Ausg. v. 1862 a.

39. 1865 a, ANONYM, Parasieten, Woondieren; Tijdschr. Entom. 1865, 39—41. — Liste holländischer Mall. (F).

40. 1865 a, Landois, L., Über die Function des Fettkörpers; Z. wiss. Zool. 15, 371—372. „Trichodectes“ erwähnt. (M).
41. 1865 a, Simonds, J. B., Observations on parasites and parasitic diseases as affecting domesticated animals; J. Agr. Soc. Engl. ser. 2 vol. **1**. 33—72. — Mall. S. 46—47, 62—65, 68—69; Lebensweise und Bekämpf. von Haussäugermall. (BC).
42. * 1866 a, Goureau, Les insectes nuisibles à l'homme, aux animaux et à l'économie domestiques; Bull. Soc. Sci. hist. et nat. de l'Yonne: II. Sci. phys. et nat. **20**, 1—258. — Mall. 20. sp. S. 207—213. (S).
43. * 1868 a, Aristoteles, Tierkunde; Kritischer Text und Übersetzung von Aubert und Wimmer, Leipzig.
44. 1869 a, Brown-Séquard, Charles-Éduard, Nouvelles recherches sur l'épilepsie due à certaines lésions de la moelle épinière; Arch. physiol. norm. et path. **2**, 211—220, 422—438, 496—503, pl. V. — Spricht nirgends von Mallophagen, aber die beschriebenen Erscheinungen kommen (nach Feststellungen späterer Autoren) nur in Gegenwart von Mallophagen beim Meerschweinchen vor. (E).
45. 1869 b, Melnikow, N., Über die Jugendzustände der Taenia cucumerina; Arch. Naturgesch. 35 (I), 62—70; (H).
46. * 1871 a, Macalister, Quart. J. Micr. Sci. n. s. **11**, 163—165. — Beschreibung zweier neuer Arten Lipeurus phoenicopteri und Colpocephalum marginatum (letztere von Ardeola ralloides). (S).
47. 1872 a, Hering, Übersicht der Eingeweidewürmer und Hautparasiten / gesammelt von Obermed.-Rath Dr. Hering / früherem Vorstande der Königl. Thierarzeneischule zu Stuttgart; Württ. naturw. Jahreshefte 1872, 129—165. — Mall. S. 131, 163—165. (F).
48. * 1874 a, Coues, E., Birds of the North West; U. S. Geol. Survey 1874 (Hayden's Report). — S. 587 Menopon perale of the White Pelican. (F).
49. 1875 a, Hurtrel d'arboral, L. H. J., Dictionnaire de médecine, de chirurgie et d'hygiène vétérinaires; vol. **2**; Paris. — Mall. S. 827—829. (X).
50. 1876 d, Giebel, C. G., (Über die von der englischen Venus-Expedition auf Kerguelensland gesammelten Philopteren); Z. ges. Naturwiss. **47**, 296. (E).
51. 1878 b, Giebel, C. G., Über die Federmilbengattung Analges Nitzsch; Z. ges. Naturwiss. **37**, 490. — Ernährung der Mall. erwähnt. (N).
52. * 1878 a, Trail, J. W. H., Mallophaga; Trans. nat. Hist. Soc. Aberdeen 1878, 44.
53. 1880 a, Taschenberg, E. L., Praktische Insektenkunde; Bd. **5**, Bremen. — Bd. 5 mit dem Untertitel „die Schnabelkerfe, flügellosen Parasiten und als Anhang einiges Ungeziefer, welches nicht zu den Insekten gehört“. (XX).
54. 1881 a, Lambert, J., Parasite of the cat (Trichedectes subrostratus); Science Gossip **17**, 18. — Erstnachweis f. Großbritannien. (F).
55. * 1881 a, Pecka, Čmelové (Mallophaga) teplokrevných obratlovců; Vesmír **10**, 133—134, 151—153, 175—176. (F).
56. 1881 a, 1882 a, Kolázy, J., Die Vögelparasiten; Mitt. orn. Ver. Wien „Schwalbe“ **5**, 41—43, 49—51, 71—72, 89—90, 95—99, **6**, 7—9, 15—17, 34—36, 60, 69, 78, 90—91, 110—111, 123—124. (F).
57. * 1882 a, Simpson, J., Trans. Edinburgh Nat. Field Club **1**, 23.
58. 1882 a, Tardif, Guillaume, Le livre de l'art de faulconnerie et des chiens de chasse; réimprimé sur l'édition de 1792 par Ernest Jullien. (Cabinet de Vénerie / publié par E. Jullien et Paul Lacroix / IV); Paris. (J).
59. 1882 a, Zuern, F. A., Die Krankheiten des Hausgeflügels. Weimar. — Mall. S. 79—90. (XX).
60. * 1883 a, Cagny, Discussion; Bull. soc. centr. méd. vét. **37**, 168. — Zu Railliet 1883 a.
61. * 1883 a, Railliet, Sur le Trichodecte du Mouton; Bull. soc. centr. méd. vet. **37**, 105—108.
62. * 1883 a, Trasbot und Sanson, Discussion; Bull. soc. centr. méd. vét. **37**, 168. — Zu Railliet 1883 a.
63. * 1884 a. Brass, A., Die thierischen Parasiten des Menschen. Cassel.

64. 1885 a, WURM, W., Das Auerwild, dessen Naturgeschichte, Jagd und Hege / Eine ornithologische und jagdliche Monographie; 2. Aufl., Wien. — S. 87 „Philopterus chelicornis". — 1. Aufl. ca. **1874**. (F).

65. 1886 a, BECHER, E., Insecten von JAN MAYEN, D. Intern. Polarforsch. 1882/83, Beob. — Erg. d. österr. Polarstat. Jan Mayen **3**, 59—66, Wien. — Mall. S. 60—62. (F).

66. * 1886 a, TROUESSART, Sur la présence de Ricins dans le tuyau des plumes des oiseaux; C. R. Acad. Sci. **103**, 165—167. — „Colpocephalum triseriatum". (EE).

67. 1887 a, RAILLIET, A., Oeil; in H. BOULEY, Nouveau Dictionnaire pratique de médecine, de chirurgie et d'hygiène vétérinaires, vol. **14**, p. 306—480; Paris. — „Trichodectes" S. 477 (Eiablage an Wimpern). (B).

68. 1887 a, WEST, T., Parasite of Vulture; J. Micr. Nat. Sci. **6**, 53; — Bericht über Dennys Beobachtung bei „Colpocephalum flavescens". (EE).

69. 1888 a, LEIDY, J., Louse of the Pelican; Proc. Ac. Nat. Sci. Philadelphia 1888, 167—168. — Notiz über „Menopon perale".

70. 1888 a, NEUMANN, L.-G., Traité des Maladies Parasitaires non microbiennes des animaux domestiques; Paris. — „Phtiriases" S. 58—80. (D).

71. 1889 a, GERSTAECKER (Liste der gesammelten Insekten), in Th. STUDER, Zoologie und Geologie; Forschungsreise Gazelle (1874—1876), **3**, Berlin. (F).

72. * 1889 a, GILLETTE, C. P., Important injurious insects; Iowa Agr. Exp. Sta. Bull. **5**, 161—186. — S. 184 „Trichodectes scalaris". (D).

73. * 1889 a, HAUBNER, G. C., Landwirtschaftliche Tierheilkunde; 10. Ausg., Hg. v. O. SIEDAMGROTZKY; Berlin. — S. 296—297 „Läuse" Abb. v. „Trichodectes scalaris". (C).

74. * 1890 a, BLANCHARD, R., Traité de Zoologie médicale; vol. **2**; Paris. — Mall. S. 420 bis 422. (E).

75. * 1890 a, HARZ, O., Parasiten; Encyclopädie d. ges. Thierhaltung und Thierzucht **7**, 485—489, Leipzig. (C).

76. * 1891 a, BOS, J. R., Thierische Schädlinge und Nützlinge für Ackerbau, Viehzucht, Wald- und Gartenbau, Berlin. (E).

77. 1892 a, CURTICE, Cooper, Parasites / Being a list of those infesting the domestic animals and man in the United States; J. comp. Med. and Veterin. Arch. **13**, 223—236. — Mall. v. Haussäugern S. 225, 226, 228, 231, 233—234. (EF).

78. * 1892 a, KELLOGG, Vernon Lyman, Some notes on the Mallophaga; Tr. Kansas Ac. Soc. **12**, 46—48. — Bemerkungen über die Klassifikation und Kennzeichen der Gattungen. (S).

79. * 1893 a KOLBE, H. J., Einführung in die Kenntnis der Insekten; Berlin. — Mall. S. 105, 150, 168, 188, 211, 237, 637. (M).

80. 1894 a, SHUFELDT, R. W., Random notes on some of the parasites of birds; Auk **11**, 186—189. (E).

81. 1895 a, MÉGNIN, P., Parasites articulés / chez l'homme et les animaux utiles / (Maladies qu'ils occasionnent); Paris. (D).

82. 1896 a, HASSALL, A., Check list of the animal parasites of chickens; U. S. D. A. Circ. (9). — Mall. S. 7 (Liste). (F).

83. * 1896 a, JOHNE, A., Allgemeine pathologische Anatomie mit veterinär-pathologischen Beiträgen; in BIRCH-HIRSCHFELD, Lehrbuch der pathologischen Anatomie, Bd. **1**; Leipzig. — Haustiermall. (F).

84. * 1896 a, LUGGER, O., Parasites of man and domesticated animals; 2d Ann. Rep. Entomologist State Exp. Sta. Univ. Minnesota: 44—244; Delano. — Mall. S. 108—129, meist in Original-Zeichnungen. (XX).

85. 1897 a, GALLI-VALERIO, B., Note parassitologiche; Moderno zooiatro **8**, 6—10, 22—26; Torino. — Mall. S. 25—26 („Lipeurus baculus"; „Menopon productum"). (FB).

86. * 1897 a, HORVATH, G. von, Fauna regni Hungariae. III: Arthropoda, Insecta, Hemiptera (Regia Societas Scientiarum naturalium Hungarica); Budapest. — Liste der Mall. von Ungarn. (F).

87.* 1898 a, Packard, A. S., A text-book of entomology including the anatomy, physiology, embryology and metamorphosis of insects; New York and London. (X).

88.* 1898 a, Schneidemuehl, G., Lehrbuch der vergleichenden Pathologie und Therapie des Menschen und der Hausthiere / für Thierärzte, Ärzte und Studierende; Leipzig. (X).

89. 1899 a, Trouessart, E., Les Acariens et les Insectes du tuyau des plumes / La Parthénogénèse syringobiale; Cinquantenaire de la Société de Biologie, p. 624—633. — Paris. — Mall. S. 627—628 („Colpocephalum triseriatum"). (BEE).

90. 1899—1905, Naumann, Johann Andreas, Naturgeschichte der Vögel Deutschlands; 12 Bände, herausgegeben von Carl Richard Hennicke, Gera-Untermhaus. — Parasitenliste großenteils nach Angaben von Nitzsch.

91.* 1900 a, Kohaut, R., Aptera; in: Fauna Regni Hungariae. Animalium Hungariae hucusque cognitorum enumeratio systematica. III: Arthropoda, Hemiptera; Budapest. — Verz. von 94 Mall.-Arten. (F).

92. 1900 a, Krauss, K., Hemimeridae, Tierreich. 11. Lfg. (Orthoptera; Forficulildae und Hemimeridae). Berlin. (S).

93.* 1901 a, Béguin, Singulier parasitisme; Le Cosmos. n. s. **44**.

94.* 1901 a, Galli-Valerio, B., La collection de parasites du laboratoire d'hygiène et de parasitologie de l'université de Lausanne; Bull. Soc. vaud. Sci. nat. **37**, 343—381. — Mall. S. 345—348. (Liste). (F).

95. 1901 b, Kraepelin, K., Die Fauna der Umgebung Hamburgs; Hamburg in naturwissenschaftlicher und medizinischer Beziehung, p. 27—51. Hamburg. — Mall. S. 39 erwähnt. (F).

96. 1901 a, Sharp, D., Insecta; in The Cambridge Natural History von S. F. Harmer und A. E. Shipley, vol. **5**, pt. 1, pp. 81—565. — Mall. S. 345—351. (S).

97. 1902 a, Goldbeck, P., Gesundheitspflege der Militärpferde; Berlin. — Mall. S. 236. (E).

98. 1902 e, Kellogg, V. L., Insects and Spiders of the Galapagos Islands; Psyche **9**, 173—175. (S).

99.* 1902 f, Kellogg, V. L., The development and homologies of the mouth parts of insects; Amer. Natural. **36**, 683—706. (M).

100. 1902 c, Neumann, L. G., Note sur une collection d'Ectoparasites recueillis en Abyssinie par M. le Baron E. von Erlanger; Arch. parasitol. **6**, 293—294. — S. 294 Fundangaben zu „Laemobothrium giganteum", „Laemobothrion pallidum", „Lipeurus genitalis", „Trichodectes acuticeps". (F).

101.* 1902 a, Rougemont, Compte rendu de l'ouvrage de M. E. Piaget sur les Pédiculines; Bull. Soc. Sci. Nat. ouest Fr. (Nantes) **12**. (XX).

102. 1903 a, Schindelka, H., Hautkrankheiten; in: E. Bayer und E. Fröhner, Handbuch der thierärztlichen Chirurgie und Geburtshilfe, 1. Aufl., Bd. **6**. Wien und Leipzig. — Mall. S. 229—230; Lit. auch S. 231. (D).

103.* 1904 a, Handlirsch, A., Zur Systematik der Hexapoden; Zool. Anz. **27**, 733—759. (S).

104. 1905 a, Cholodkovsky, N., Zur Kenntnis der Mundwerkzeuge und Systematik der Pediculiden; Zool. Anz. **28**, 368—370. — Gegen Enderleins Anschauungen. (M).

105. 1905 a, Speiser, P., Die äußerlichen Parasiten des Mauerseglers; Natur und Haus **14**, 90—92. (F).

106. 1905 a, Tempère, J., Les œufs d'insectes, leur recherche, leur préparation; Micrographe préparateur **13**, 34—35, pl. III. — Eier von Federlingen. (B).

107. 1906 a, Cholodkovsky, N., Noch ein Wort über die Mundteile der Pediculiden; Zool. Anz. **29**, 149. (M).

108.* 1906 a, Gilruth, J. A., A new skin-parasite (louse) of sheep; Ann. Rep. Dep. Agric. New Zealand **15**, 309. — „Trichodectes sphaerocephalus", auch Abb. (F).

109. 1906 a, Mégnin, P., Les Insectes buveurs de sang et colporteurs de virus; Paris. — Trichodectes „equi" und „latus". (D).

110.* 1907 a, Froggatt, W. W., Australian Insects; Sydney. (F).

111. 1908 a, CHATTON, É. et PICARD, F., Sur une Laboulbéniacée: Trenomyces histophtorus n. g., n. sp., endoparasite des Poux (Menopon pallidum Nitzsch et Goniocotes abdominalis P.) de la Poule domestique; Comptes Rendus Ac. Sc. 146 (I), 201 bis 203; 316. (Pa).

112. 1908 a, SCHINDELKA, H., Hautkrankheiten bei Haustieren; in J. BAYER und E. FRÖHNER, Handbuch der tierärztlichen Chirurgie und Geburtshilfe Bd. **6** (2. Aufl.); Wien und Leipzig. — S. 259—261. (D).

113. * 1909 a, ANONYM, Parasitas aviarios; Entomologista brasileiro 1909, 218—219.

114. 1909 a, BRAUN, M., und LUEHE, M., Leitfaden zur Untersuchung der tierischen Parasiten des Menschen und der Haustiere. Für Studierende, Ärzte und Tierärzte; Würzburg. — Trichodectes canis als Dipylidium — Überträger erwähnt S. 115, 170. (H).

115. 1909 a, BÜHLER, C., Experimentelle und klinische Untersuchungen über Wert und Wirkung des Creolinlinimentes bei Ektoparasiten der Haut; Diss. med. vet. Gießen. — Beobachtungen über Abtötungsgeschwindigkeit der Federlinge durch verschiedene Flüssigkeiten usw. — Mall. S. 37, 40—42, 44, 45, 48—60, 63, 68, 69, 72—74, 76. (C).

116. 1909 a, KLUGKIST, C. E., Beiträge zur Kenntnis der tierischen Ektoparasiten, mit besonderer Berücksichtigung der in Nordwestdeutschland vorkommenden Wirtstiere; Abh. naturw. Ver. Bremen **19**, 520—555. — S. 528 „Philopterus excisus" bei Micropus apus; sonst fast nur kompilatorische Liste. (F).

117. 1909 a, LINSTOW, O. von, Die Schmarotzer der Menschen und der Tiere; Leipzig. (X).

118. PÁVAY-VAJNA, F. von, Onesia cognata als Vogelparasit. Az Onesia cognata mint madárparazita; Aquila **16**, 288—290. (F).

119. * PIERCE, H. C. and WEBSTER, R. L., Lice on fowls; Jowa State College Exp. Sta. Press. bul. (18).

120. * 1909 a, SOKOLOWSKY, Betrachtungen über den Rehhaarling; Dtsch. tierärztl. Wschr. **28**, 280.

121. 1909 b, SPEISER, P., Ektoparasiten des Fregattvogels (Fregata aquila); Dtsch. Südpolarexped. (1901—1903) **10**, 529—532. — Mall. S. 531—532. (SF).

122. 1910 a, GAIGER, S. H., A preliminary check list of the parasites of Indian domesticated animals; J. trop. vet. Sci. **5**, 65—71. Mall. von Haussäugern, S. 70, Funde des Punjab Veterinary College. (F).

123. 1910 b, GALLI-VALERIO, BRUNO et BÉLOVODSKY, O. DE., Recherches sur la présence de sang dans l'appareil digestif de quelques parasites; Zbl. Bakt. I. Orig. **55**, 218 bis 223. — Mall. S. 222; Blutaufnahme wird bestritten. (N).

124. * 1910 a, KLEE, Die hauptsächlichsten Geflügelkrankheiten; Leipzig. (D).

125. 1910 b, WATERSTON, J., On some habits and hosts of bird Ceratophylli taken in Scotland 1909, with description of a new species (C. rothschildi), and records of various Siphonaptera; Proc. R. Phys. Soc. Edinburgh **18**, 73—91. (F).

126. * 1911 a, ALCOCK, A. W., Entomology for medical officers; London. (X).

127. 1911 a, GALLI-VALERIO, BRUNO, Notes de parasitologie et de technique parasitologique; Zbl. Bakt. I. Orig. **60**, 358—363. — Mall. S. 360 (u. a. Trichodectes climax).

128. 1911 a, GEDOELST, L., Synopsis de parasitologie de l'homme et des animaux domestiques; Lierre und Brüssel.

129. 1911 a, MEIJERE, J. C. H. DE, (Anmerkung); Tijdschr. Entom. **54**, 169. — Anmerkung zu JACOBSON 1911 a. (H).

130. * 1911 a, XYLANDER, Sonder-Katalog für die Gruppe Mikrobiologie und Parasitologie der wissenschaftlichen Abteilung der Internationalen Hygiene-Ausstellung Dresden 1911; Dresden. — Diapositive von „Menopon", „Gonoides stylifer", „Goniodes dissimilis" (X).

131. 1912 b, ECKSTEIN, (KARL), Trichodectes longicornis N., ein Parasit des Rehes; Dtsch. Jäger-Ztg. **59**, 447—448. — Gemeint ist Cervicola meyeri. (FD).

132. * 1912 a, ENDERLEIN, G., Die Insekten des Antarkto-Archiplata-Gebietes (Feuerland, Falklandsinseln, Süd-Georgien); Kungl. Svenska Vetenskapak. Handlingar **48** (3). (S).

133. 1912 c, EVANS, WILLIAM, The little Gull near Dunbar (Forth); Scot. Nat. 1912, 279. — Nirmus eugrammicus bei Larus minutus.

134. 1912 a, Galli-Valerio, Bruno, Notes de parasitologie; Zbl. Bakt. I. Orig. **65**, 304—311. — Mall. S. 306, 311.

135.* 1912 a, Gilruth, J. A. und Sweet, G., Further observations on Onchocera gibsoni, the cause of worm-nodules in cattle; Proc. roy Soc. Victoria **25**, 23—30. — Ausschluß von „Trichodectes scalaris", als Zwischenwirt. (H).

136.* 1912 a, Hall, M. C., The parasite fauna of Colorado; Colorado Coll. Publ. Science Ser. **12**, 329—384. (F).

137. 1912 d, (Harrison, L. and) Hull, B., Notes and exhibits; Proc. Linn. Soc. N. S. Wales **36**, 633—634; — „Ancistrona procellariae". (E).

138.* 1912 a, Howard, C. W., Insects directly or indirectly injurious to man and animals in Mozambique, East Africa; Bull. ent. res. **3**, 211—213. — Mall.-Liste nach Determinationen von L. G. Neumann. (F).

139.* 1912 c, Oudemans, A. C., Tijdschr. Ent. **55**, XXVII—XXX; — Über Kopula und Eier von „Lipeurus quadripustulatus". (B).

140.* 1912 c, Paine, J. H., Rept. Laguna Mar. Lab. **1**, 174. — Beschreibung des Lipeurus baculoides n. sp. von Zenaidura macroura.

141. 1912 a, Schäff, E., Bemerkung zu vorstehendem Artikel; Jahrb. Inst. Jagdk. Neudamm **1**, 182. — Ergänzung zu Eckstein, 1912 b. (D).

142. 1912 b, Schäff, E., Bemerkung zu vorstehendem Artikel; Dtsch. Jäger-Ztg. **59**, 448. — Ergänzung zu Eckstein, 1912 b. (D).

143. 1912 a, Sluiter, C. Ph. und Swellengrebel, N. H, De dierlijke parasieten van den mensch en van onze huisdieren, 2. Aufl.; Amsterdam. — Mall. S. 476—479; 3. Aufl. mit E. W. Ihle 1922. (XX).

144.* 1913 a, Eysell, A., Die Krankheitserreger und Krankheitsüberträger unter den Arthropoden; C. Mense, Handbuch der Tropenkrankheiten Bd. **1**, 1—262, 2. Aufl.; Leipzig. — Mall. S. 50—51. (DH).

145. 1913 a, Galli-Valerio, Bruno, Notes de parasitologie et de technique parasitologique et observations sur quelques tumeurs des animaux; Zbl. Bakt. I. Orig. **69**, 496—504. — Mall. S. 496.

146.* 1913 a, Laurie, D. F., Parasites of poultry; Dept. Agric. S. Australia Bull. (80); Adelaide.

147. 1913 a, Moulé, Léon, La parasitologie dans la littérature antique, III. — Parasites de la peau et des tissus sous — jecents; Arch. Parasit. Paris **15**, 543—595. — Mall. vor allem S. 570. (J).

148.* 1913 c, Neumann, L. G., Sauters Formosa-Ausbeute: Pediculidae, Siphonaptera, Ixodidae; Supplementa Entomologica (2); Berlin. (F).

149. 1913 a, Thaxter, R., Preliminary descriptions of new species of Rickia and Trenomyces; Proc. Amer. Acad. Arts and Sci. Boston **48**, 365—386. (Pa).

150.* 1914 a, Anonym, Killing lice on chickens; Bull. Texas Dept. Agric. (35), p. 37. (C).

151. 1914 a, Dampf, A., Lausfliegen, Flöhe, Haarlinge und Federlinge, Läuse; in A. Olt und A. Ströse, Die Wildkrankheiten und ihre Bekämpfung, S. 404—415; Neudamm. — U. a. genaue Angabe der Unterscheidungsmerkmale von Rhabdopelidon longicornis und Cervicola tibialis. (FS).

152.* 1914, Froggatt, W. W., Animal parasites with special reference to the sheep tick and the biting sheep louse; Agric. Gaz. N. S. Wales **25**, 765—770. (D).

153. 1914 a, Hadlington, J., Mites and lice in fowls; Agric. Gaz. N. S. Wales **25**, 105. (X).

154. 1914 a, Henry, M., External parasites in sheep; Agric. Gaz. N. S. Wales **25**, 374—375. — Beträchtl. Schadwirkung von Bovicola ovis. (D).

155. 1914 a, Major, H. S., The dipping of sheep in New South Wales; Agric. Gaz. of N. S. Wales **25**, 309—374. (C).

156. 1914 a, Müller, T., Beobachtungen über Außenschmarotzer von Landtieren der Frischen Nehrung; Bet. westpr. bot.-zool. Ver. **36**, * 9. — Nur Vortragstitel. (F).

157.* 1914 b, NEUMANN, L. G., Parasites et Maladies Parasitaires du Chien et du Chat; Paris. — S. 21—23 Beschr. und Abb. von „Trichodectes latus“ und „T. subrostratus“. (X).

158. 1914 c, NEUMANN, R. O. und MAYER, MARTIN, Atlas und Lehrbuch wichtiger tierischer Parasiten und ihrer Überträger; LEHMANNS mediz. Atlanten XI; München. — Mall. S. 489. (H)

159. 1914 a, RAITSITS, E., „Pol-Mac“, ein neues Insectenpulver; Berl. tierärztl. Wschr. 1914, 612—614. — Erfolg gegen Trichodectes canis S. 613. (C).

160. 114 a, SCHWALBE, G., Über die Bedeutung der äußeren Parasiten für die Phylogenie der Säugetiere und des Menschen; Z. Morph. Anthropol. **17**, 585—590. — „Trichodectes mjöbergi“ und „T. colobi“ S. 586, 588. (J).

161.* 1914 a, WHITAKER, H. D., Lice and mites; Washington State Agric. Exp. Sta. Popul. Bull. (74).

162.* 1914 a, ZIBORDI, Trichodectes tibialis; Jb. Inst. Jagdk. **3**, 90—91.

163. 1915 a, ADIE, H., On the sporogony of Haemoproteus columbae; Indian J. med. Res. **2**, 679. (H).

164. 1915 a, FROEHNER, E., und ZWICK, W., Lehrbuch der speziellen Pathologie und Therapie der Haustiere Bd. **1**. — Mall. S. 543, 552. (X).

165. 1915 a, GAIGER, S. H., A revised check list of the animal parasites of domesticated animals in India; J. comp. Path. Therap. **28**, 67—76. — Mall. S. 75, Liste von Haussäugern. (F).

166. 1915 a GALLI-VALERIO, BRUNO, Parasitologische Untersuchungen und parasitologische Technik; Zbl. Bakt. I. Orig. **76**, 511—518. — Mall. S. 512.

167. 1915 a, GRÜNBERG, K., Mallophaga, S. 164; in: C. APSTEIN, Nomina conservanda; SB. Ges. naturf. Fr. Berlin 1915, 119—202. — Namen von 8 Arten; es sei betont, daß die Liste nur Vorschläge enthält, welche niemals offiziell anerkannt wurden. (S).

168. 1915 a, HEYMONS, R. (und H.), Die Vielfüßler, Insekten und Spinnenkerfe; Brehms Tierleben, 4. Aufl. Bd. **2**; Leipzig und Wien. — Mall. S. 122—127. (X).

169. 1915 a, MÜLLER, T., Die Eier der Mallophagen; Ber. westpr. bot.-zool. Ver. **37**, p.* 8.— Nur Vortragstitel. (B).

170. ca. 1915, Z(SCHIESCHE), Trichodectes tibialis; Jahrb. Inst. f. Jagdkunde **3**, 90—91.

171.* 1916 a, ADERS, M., Insects injurious to man and stock in Zanzibar; Bull. ent. res. **7**, 391—404. — Mall. S. 401. (F).

172.* 1916 a, BODKIN, G. E. and CLEA, L. D., Notes on some animal parasites in British Guiana; Bull. ent. res. **7**, 179—191. — Mall. S. 188—191. (F).

173. 1916 a, GALLI-VALERIO, BRUNO, Parasitologische Untersuchung und Beiträge zur parasitologischen Technik; Zbl. Bakt. I. Orig. **79**, 41—48. — Mall. S. 43, 47.

174. 1916 e, HARRISON, L., The relation of the phylogeny of the parasite to that of the host; Rep. Brit. Assoc. Advancemt. Scieence **85**, 476—477. — Tracheensystem von Piagetiella. (JM).

175. 1916 a, HOWARD, L. O., Annual report of the Chief of the U. S. Bureau of Entomology. (C).

176.* 1916 a, MOORE, WILLIAM, The fumigation of animals to destroy their external parasites; J. econ. ent. **9**, 71—80. (C).

177. 1916 a, SIKORA, HILDA, Beiträge zur Anatomie, Physiologie und Biologie der Kleiderlaus (Pediculus vestimenti Nitzsch). I. Anatomie des Verdauungstraktes; Beihefte Arch. Schiffs- und Tropenhyg. **20** (1); Leipzig. — Mall. S. 5, 6, 13, 18, 19, 57, 72. (M).

178.* 1917 a, ADERS W. M., Insects injurious to man and stock in Zanzibar; Bull. ent. res. **7**, 391—401. — Mall S. 401. (F).

179. 1917 a, CHANDLER, WALLACE, L., Investigations of the value of Nitrobenzol as a parasiticide with note on its use in collecting external parasites; J. Parasitol. **4**, 27—32. (CT).

180.* 1917 b, Dresbach, M. and Chandler, W. L., Some physiological disturbances induced in animals by Nitrobenzol fumigation; Amer. J. Physiol. **42**, 604.

181. 1917 a, Galli-Valerio, B., Parasitologische Untersuchungen und Beiträge zur parasitologischen Technik; Zbl. Bakt. I. Abt. Orig. **79**, 41—48. — S. 43 Funde von „Trichodectes climax". „T. latus", „Docophorus auratus"; S. 47 Hungerversuch mit „T. canis" (6—7 Tage). (FN).

182. 1917 a, Hall, M. C., Notes in regard to horse lice, Trichodectes and Haematopinus; J. Amer. vet. med. Assoc. **51**, 494—504. (BDC).

183.* 1917 a, Henriksen, K. L. und Lundbeck, W., Landarthropoder (Insecta et Arachnida); in „Conspectus Faunae Groenlandicae" in: Meddel. Groenland **22**, 484—802. — Mall. S. 709—724. (F).

184.* 1917 a, Lamson, Mercurial ointment, an effective control of hen lice; J. econ. Entom. **10**, 71—74. (C).

185.* 1917 a, Walton Ch. L., Some results of a survey of the agricultural zoology of the Aberystwyth Area; Parasitology **10**, 206—231. — S. 231 „Trichodectes sphaerocephalus". (F).

186. 1918 a, Deegener, P., Die Formen der Vergesellschaftung im Tierreiche. Ein systematisch-zoologischer Versuch; Leipzig. — Mall. S. 399, 400. (J).

187. 1918 a, Fürstenau, J., Die Krankheiten des Wildes; Berlin. — Mall. S. 62. (X).

188.* 1918 a, Hall, Maurice Crowther, The control of lice on horses with special reeference to winter conditions; Vet. J. **74**. (C).

189. 1918 a, Heidrich, K., Federlinge bei Pferden; Ber. Vet.-Wesen Sachsen 1918, 89—90.

190. 1918 a, Imes, M., Cattle lice and how to eradicate them; U. S. Dept. Agric. Fmr's Bull. **909**. — S. 5 „Trichodectes scalaris"; Abb. von ♀ und von Eiern. (XC).

191. 1918 a, Miessner, H., Kriegstierseuchen und ihre Bekämpfung. Leitfaden für Veterinäroffiziere, beamtete und praktische Tierärzte; 3. Aufl.; Hannover. — Mall. S. 172 bis 176. (C).

192. 1919 a, Castellani, A. and Chalmers, A. J., Manual of tropical medicine; 3. Aufl.; London. — Mall. S. 750, 751. (X).

193. 1919 a, Harrison, Launcelot, Note on the mouth-parts of lice; Austral. Zoolog. **1**, 214—216. (MJS).

194.* 1919 a, Sokolowsky, Beobachtungen über den Rehhaarling; Dtsch. tierärztl. Wschr. **28**, 280.

195. 1920 a, Alcock, A. W., Entomology for medical officers; 2. Aufl.; London. — Mall. S. 248. (X).

196. 1920 a, Enderlein, G., Mallophaga; in: P. Brohmer, Fauna von Deutschland Ein Bestimmungsbuch unserer heimischen Tierwelt; 2. Aufl.; Leipzig. — Mall. S. 139 bis 141. (S).

197. 1920 a, Fahrenholz, H., Bibliographie der Läuse (Anopluren); Z. angew. Ent. **6**, 106—160. (J).

198.* 1920 a, Hall, M. C., Parasites and parasitic diseases of sheeps; U. S. Dept. Agric. Fmr's Bull. (**1150**). — „Trichodectes ovis" S. 5—8. (X).

199. 1920 a, Hornung, W., Die Grundlagen der Anwendung von Schwefeldioxyd bei der Ungezieferbekämpfung; Diss. med. vet. Berlin (304). — Mall. S. 29—31. (C).

200. 1920 a, Reuter, M., Krankheiten und Seuchen des Geflügels / deren Bekämpfung und Heilung; Dtsch. landw. Geflügelzeitung. — **1920 b** daraus selbständiger Neudruck; hierin Mall. S. 28—30. (X).

201.* 1920 a, Wood, Traitement des parasites externes des volailles; Bull. int. intern. agr. Rome. (C).

202. 1921 a, Disselhorst, R., Die Herdekrankheiten unserer Haustiere, hervorgerufen durch tierische Parasiten. Für Landwirte und Studierende der Landwirtschaft; Berlin. — Mall. S. 103—104. (E).

203. 1921 a, Galli-Valerio, Bruno, Parasitologische Untersuchungen und Beiträge zur parasitologischen Technik; Zbl. Bakt. I. Orig. **86**, 346—352. — Mall. S. 347.

204. 1921 b, GALLI-VALERIO, BRUNO, Über einem Fall von Tuberkulose des Lämmergeiers (Gypaëtus barbatus Linn.) nebst Bemerkungen über einigen Mallophagen dieses Vogels; Schweiz. Archiv. f. Tierheilkunde **63**, 226—229. (F).

205. 1921 a HINDLE, E., Notes on Rickettsia; Parasitology **13**, 152—159. — S. 156 Rickettsia trichodectae in „Trichodectes pilosus". (H).

206. 1921 a, KARNY, H. H., Zur Systematik der orthopteroiden Insekten; Treubia **1**, 163—269. — Mall. S. 209—210. (S).

207. * 1921 b, KARNY, H. H., Der Insektenkörper und seine Terminologie; Wien. (M).

208. 1921 a MEISENHEIMER J., Geschlecht und Geschlechter im Tierreiche Bd. **1**; Jena. — Greifantenne von „Goniodes". (M).

209. 1921 a, OPPERMANN, TH., Lehrbuch der Krankheiten des Schafes; 2. Aufl.: Hannover. — Mall. S. 212, 226 (Bovicola ovis). — 1. Aufl. **1918 a**. 3. Aufl. **1929 a**. (DFC).

210. * 1921 a, RILEY, W. A., An annotated list of the animal parasites of foxes; Parasitology **13**, 86—96. — Mall. S. 94. (F).

211. 1921 a, VOSS, F., Embryonalmechanismen; Verh. dtsch. zool. Ges. **26**, 38—39. — Demonstriert Eissprenger von Mall. (M).

212. 1922 a, FREUND, L., Zur Literatur über Läuse (Anoplura); Lotos **70**, 243—247. (J).

213. 1922 a, FROGGATT, W. W., The sucking sheep louse (Haematopinus ovillus) in Australia; Agric. Gazette. N. S. Wales **33**, 718. — Verbreitung von „Trichodectes sphaerocephalus". (F).

214. 1922 a, GUÉNAUX, GEORGES, Entomologie et parasitologie agricoles; Paris. — Mall. S. 408—413. (X).

215. 1922 a, HUTYRA F. v. und MAREK, J., Spezielle Pathologie und Therapie der Haustiere; 6. Aufl. Bd. **3**; Jena. — Mall. S. 761—767. (DC).

216. 1922 a, MÜLLER G., Die Krankheiten des Hundes und ihre Behandlung; Berlin. — Mall. S. 488—489. (D).

217. 1922 a, UCHIDA S., Mallophaga parasitic on Mikado Pheasant, with a note on the systematic position of the said Pheasant; Dobutsugaki Zasshi Tokyo **34**, 244—251. (S).

218. * 1923 a, BERNARD, A, Bekämpfungsversuche gegen die Ektoparasiten des Geflügels; Dtsch.-österr. tierärztl. Wschr. **105**, 105—106. (CD).

219. 1923 a, BODNÁR, B., Parasiten von Columba oenas L.: Aquila **29**, 203. (F).

220. * 1923 a, ERIKSEN, S., Diseases of fowls studied at the Missouri Poultry Station; Miss. St. Poultry Assoc. Yearbook 1923, 31—36. (D).

221. 1923 a, FRIESICKE, P., Die Wirkung des „Sulfoliquid" auf Ektoparasiten; Arch. Tierheilk. **50**, 90—104. (C).

222. 1923 a, HAAS, Praktische Ratschläge zur Erhöhung der Eierproduktion; Dtsch. landw. Tierzucht **27**, 269—270. — Mall. S. 269. (C).

223. * 1923 a, HARRISON, L., Ectoparasitic insects and Pacific problems; Proc. Pan-Pacific Sci. Congr. Austral. **2**, 1584—1585; Melbourne. (J).

224. 1923 a, HENRY et LEBLOIS, Perforations de la plume, d'origine parasitaire, chez le pigeon; Rec. méd. vét. Alfort **99**, 396—398. — Die gezeigten Federschäden werden in dieser Arbeit zwar nicht mit Mallophagen in Beziehung gebracht, dürften aber doch darauf zurückzuführen sein (vgl. EICHLER) (D).

225. 1923 a, MARTINI, E., Lehrbuch der medizinischen Entomologie; Jena. — Mall. S. 115—117, 278—279. 2. Aufl. **1940 a**. 3. Aufl. **1946 a**. (H).

226. 1923 a, OUDEMANS, A. C., Mededeelingen over Mallophaga en Pediculi. V.; Entom. Ber. **6**, 163—168.

227. 1923 a, RASCH, K., Versuche mit einem neuen, SO_2-abspaltenden Mittel zur Ungezieferbekämpfung; Arch. Tierheilk. **50**, 193—204; zugleich Diss. med. vet. Berlin (927). — Mall. S. 203—204. (C).

228. 1923 a, TRETROP, A., Das neue Läusemittel Cuprex und seine Anwendung in der tierärztlichen Praxis; Diss. med. vet. Hannover, unveröffentlicht (24 Schreibmaschinenseiten). (C).

229.* 1923 a, Ward and Gallagher, B., Diseases of domesticated birds; 1923. — Mall. S. 210. (D).

230.* 1924 a, Bishopp, F. C. and Wood, H. P., Mites and lice on poultry; U. S. Dep. Agric. Fmr's Bull. (810), 2 ed. (X).

231. 1924 a, Buxton, P. A., Applied entomology of Palestine / being a report to the Palestine Government; Bull. ent. res. **14**, 289—343. — S. 329 Fundangaben zu „Trichodectes climax, Trinoton anserinum, Gliricola porcelli". (F).

232. 1924 a, Cozette et Bouhet, Acariase dermanyssique généralisée chez la vache; Bull. Soc. centr. méd. vét. **77**, 561—564. (F).

233. 1924 a, Galli-Valerio, Bruno, Parasitologische Untersuchungen und Beiträge zur parasitologischen Technik; Zbl. Bakt. I. Orig. 91, 120—125. — Mall. S. 121 (u. a. Trichodectes climax).

234. 1924 a, Harrison, Launcelot, The migration route of the Australian Marsupial fauna; Austral. Zoologist **3**, 247—263. — Mall. S. 258—260. (JW).

235.* 1924 a, Hertig und Wolbach, Studies on Rickettsia-like microorganisms in insects; J. med. res. **44**, 329—374. (H).

236. 1924 a, Klimmer, Martin, Gesundheitspflege der landwirtschaftlichen Nutztiere; Berlin. — Mall. auf S. 259 kurz erwähnt und besprochen. (X).

237. 1924 a, Koegel, A., Beitrag zur Bekämpfung des Ungeziefers in Geflügelhaltungen; Berl. tierärztl. Wschr. 1924, 534—535. (X).

238. 1924 a, Ludewig, Über Cuprex-Behandlung bei Großvieh; Dtsch. tierärztl. Wschr. **32**, 459—460. (DC).

239. 1924 a, Pfleger, K., Berichtigung zu den von A. G. Fresca neu beschriebenen Mallophagenarten; Časopis Čsl. Společnosti Entomologické 1924, 46. — Nomenklatorische Bemerkungen.

240. 1924 a, Spielmann, B., Versuche mit gelöstem Schwefel bei parasitären Hautkrankheiten des Hundes unter besonderer Berücksichtigung des Odylen; Arch. Tierheilk. **51**, 645— 658; zugleich Diss. med. vet. Berlin (1014). — Mall. S. 650. (C).

241.* 1924 a, Underhill, B. M., Parasites and Parasitosis of the domestic animals. The zoology and control of the animal parasites and the pathogenesis and treatment of parasitic diseases; New York. (DC).

242.* 1924 a, Verdun, R. et Mandoul, A. H., Précis de parasitologie humaine, Parasites animaux et végétaux; 3. Aufl.; Paris. — „Menopon pallidum" S. 593. (WD).

243. 1925 a, Belitz, W., Wiederkäuer und ihre Krankheiten im Altertum; Diss. med. vet. Berlin (1228). — Mall. S. 69, 76—77 (J).

244. 1925 a, Dobroscky, I. D., External parasites of birds and the fauna of birds' nests; Biol. Bull. **48**, 274—281. — „Myrsidea subaequalis" S 277. (F).

245. 1925 a, Fresca, A. G., Estudo del apparado copulador en Degeeriella (Malloph. Philopt.) Eos. **1**, 283—290. (MS).

246. 1925 a, Galli-Valerio, Bruno, Parasitologische Untersuchungen und Beiträge zur parasitologischen Technik; Zbl. Bakt. I. Orig. **94**, 60—64. — Mall. S. 61, u. a. Pseudomenopon bei Podiceps auritus. (F).

247.* 1925 a, Hall, M. C., Parasites and parasitic diseases of dogs; U. S. Dep. Agric. Circ. (**338**). — „Trichodectes latus" S. 13. (D).

248. 1925 a, Johnson, Ch. W., Insects that infest birds; Bull. N. E., Bird-Banding Assoc. **1**, 51—53. — Mall. S. 53. (F).

249. 1925 a, Kaupp, B. F., Animal parasitic and parasites diseases; London. — Mall. S. 33—35. (C).

250. 1925 a, Koegel, A., Das Ungeziefer / Seine wirtschaftliche Bedeutung für die deutsche Nutztierhaltung und die wichtigsten Bekämpfungsmethoden / Für Landwirte. Stuttgart; — Mall. S. 5, 6, 63—67. (X).

251. 1925 a, Kraenner, P., Falkenheilkunde; Diss. med. vet. Berlin (1225). — Mall. S. 7, 38, 39, 42—43, 62. (J).

252. 1925 a, MIKUSCHKA, G., Neuere Arzneimittel; Dtsch.-österr. tierärztl. Wschr. **7**, 136 bis 137. (C).

253. 1925 a, REINHARDT, R., Lehrbuch der Geflügelkrankheiten; Hannover. — Mall. S. 197—203, 342—343. (XX).

254. 1925 a, ROCHA-LIMA, H. da und SIKORA, H., Methoden zur Untersuchung von Läusen als Infektionsträger; Handb. biol. Arb. Meth. (ABDERHALDEN) Abt. XII. Tl. **1**, 769 bis 814. — S. 811, Kap. „Tierläuse und Mallophagen". (TZH).

255. 1925 a, WÜLKER, G., Zur Entwicklung und systematischen Stellung der Gattung Leucocytozoon; Verh. dtsch. zool. Ges. **30**, 104—111. (H).

256. 1926 a, CAMERON, TH. W. M., Diseases of animals in relation to man; London. — Mall. S. 142; Trichodectes — Abb. (D).

257. 1926 a, CHANDLER, ASA C., Animal parasites and human diseases; New York. — S. 185 Rickettsien bei Mallophagen; S. 388—389 allg. Bemerkungen über Mall.; S. 388 Abb. 172 Craspedorrhynchus von „golden eagle". (X).

258. 1926 a, ESSIG, Insects of Western North America; — „Philopterus dentatus" und „Trichodectes bovis"; S. 131, 133. 135. (F).

259. 1926 a, GALLI-VALERIO, BRUNO, Parasitologische Untersuchungen und Beiträge zur parasitologischen Technik; Zbl. Bakt. I. Orig. **99**, 319—325.

260. * 1926 a, PERRIER, R., Hémiptères, anoploures, mallophages, lépidoptères; La faune de la France en tableaux synoptiques illustrés **4**; Paris. — Mall. S. 119—134. (XX).

261. 1926 a, STETTER, R., Cuprex als Ungeziefermittel bei Hunden; Münch. tierärztl. Wschr. **77**, 85—88. (C).

262. 1927 a, BECKER, Die wichtigsten Hautparasiten des Geflügels und ihre Behandlung; Tierärztl. Rdsch. **33**, 664—665. (C).

263. 1927 a, DÜRIGEN, B., Die Geflügelzucht; 4./5. Aufl. Bd. **2**. — Mall. S. 135—139, 357. (X).

264. 1927 a, GALLI-VALERIO, BRUNO, Notes de parasitologie et de technique parasitologique; Zbl. Bakt. I. Orig. **103**, 177—182. — Mall. S. 178.

265. 1927 a, KAUPP, Poultry diseases; 4. Aufl.; London. — Eine weitere verbesserte Aufl. **1929 a**. (D).

266. 1927 a, WASIELEWSKI, TH. von, Tierische Parasiten (mit Ausschluß der Blutparasiten); in: R. KRAUSE, Enzyklopädie der mikroskopischen Technik **3**, 1834—1860. — Mall. S. 1857. (T).

267. 1927 a, WATERSTON, J., Mallophaga (Faune du Cameroun); Faune Colon. Franc. **1**, 639—642. (F).

268. 1928 a, ANONYM, Lice and mites; North Amer. Veter **9** (2), 60—61. (X).

269. 1928 b, ANONYM, Lice of sheep and goats; North Amer. Veter. **9**, (8), 59. (X).

270. 1928 c, ANONYM, LAUNCELOT, HARRISON, Austral. Zoologist **5**, 132—137, Taf. XXIII. — Nachruf. (J).

271. 1928 a, BRANDNER, W. E., The treatment of lice in poultry; N. Amer. Veterinarian **9**, (8), 57—58. (C).

272. 1928 a, ENDERLEIN, G., Federlinge und Haarlinge (Mallophaga); Tierw. Mitteleur., Ins. **1**, (VII), 17—24. (S).

273. * 1928 a, HARRISON, L., Host and Parasite; Proc. Linn. Soc. N. S. Wales **53**, IX bis XXXI. (WJ).

274. 1928 a, HEIKERTINGER, FRANZ, Züchtung der Corrodentia / (Termiten, Läuse, Blasenfüße usw.); Handb. biol. Arbeitsmeth. IX, (1), (2), **1**, 191—200. — Mall. S. 192. (Z).

275. 1928 a, ILLINGWORTH, J. F., Lice affecting poultry in Hawaii; Proc. Hawaiian entom. Soc. **7**, 41—42. (F).

276. 1928 a, IMES, M., Sheep and goat lice and methods of control and eradication; U. S. Dep. Agric. Leafl (13). — (DC).

277. 1928 a, KITT, TH. und KOEGEL, A., Geflügelkrankheiten / Ein volksverständlicher Ratgeber; Berlin. — Mall. S. 73—75. (X).

278. 1928 a, Kopek, E., Beiträge zur Kenntnis der Mallophagen der Haus- und Wildtiere; 1 S. dtsch. Auszug aus ungarischer Diss.; Budapest. — Gesamtes bearbeitetes Material umfaßt 145 Arten. (F).

279.* 1928 a, Lahaye, Maladies des volailles; Bruxelles. (D).

280. 1928 a, Monning, H. O., The parasite problems of poultry farming in South Africa; J. S. Afr. Vet. Med. Assoc. **1** (2), 83—85. — Mall. S. 85. (D).

281. 1928 a, Otte, W., Die Krankheiten des Geflügels mit besonderer Berücksichtigung der Anatomie und der Hygiene; Berlin. — Mall. S. 246—257. (D).

282. 1928 a, Reinhardt, R., Hautungeziefer der Vögel; in: Stang und Wirth, Tierheilkunde und Tierzucht **5**, 206—213. — Mall. S. 210—212.; wichtige Literaturangaben. (D).

283. 1928 a, Sprehn, C. E. W., Die wichtigsten tierischen Parasiten unserer Pelztiere; Dtsch. tierärztl. Wschr. **36**, 763—767. — Mall. S. 765; Diskussion ihrer Möglichkeit als Cestodenzwischenwirte. (H).

284.* 1928 a, Stiles, Ch. W. and Hassall, A., Key-Catalogue of insects of importance in public health; Bull. Hyg. Lab. **150**, 291—408. — „Trichodectes canis" S. 316. (H).

285. 1928 a, Titschack, E., Anleitung zum Sammeln von Insekten und anderen Gliedertieren für das Zoologische Museum in Hamburg; Hamburg. (T).

286. 1928 b, Waterston, J., Mallophaga; in: Insects of Samoa and other Samoan terrestrial Arthropoda **7**, 77—83; London. — Myrsidea buxtoni n. sp. (S).

287. 1929 a, Alessandrini, Giulio, Parassitologia dell'uomo e degli animali domestici; Torino. — Mall. S. 279—280, 4. Abb.; ein Goniodinen-Männchen als „Mallophagus" beschriftet. (X).

288. 1929 a, Baker, E. T., Sheep Diseases; 2. Ausgabe; London. (D).

289. 1929 a, Baudet, E. A. R. F., Invasionskrankheiten; in: van Heelsbergen, Handbuch der Geflügelkrankheiten und der Geflügelzucht, S. 383—487; Stuttgart. — Mall. S. 383—386. (D).

290. 1929 a, Goullon, Die Brieftaube, ihre Verwendung und ihre Krankheiten; Diss. med. vet. Berlin (249). — Mall. S. 37—38. (C).

291. 1929 a, Hegner, R., Root, F. und Donald, L. A., Animal parasitology / with special reference to man and domesticated animals; London und New York. — Mall. S. 597—600. (F).

292.* 1929 a, Heine, H., Krähen benutzen Ameisen zum Vertreiben von Außenparasiten; Orn. Mber. 1929, 188. (W).

293.* 1929 a, Kohn, F. G., In der Karlsbader Gegend beobachtete tierische Parasiten der Warmblüter und der Fische; Prager Arch. Tiermed. vergl. Pathol. 9 A, 49—64. — Mall. S. 59—60. (F).

294. 1929 a, Lewis, H. F., The natural history of the double-crested Cormorant (Phalacrocorax auritus Lesson); Ottawa. (B).

295. 1929 a, Martinaglia, G., Poultry diseases in South Africa; Pap. Pan-Afric. Agric. Confer. 1929 **3**, 122—131; Pretoria. — Mall. S 129. (D).

296. 1929 a, Mikuschka, G., Nissotax, ein Antiparasitikum für Hunde und Katzen; Wiener tierärztl. Monatsschr. **16**, 707—711. (C).

297. 1929 a, Pfleger, K., Biologie der Mallophagen; Lotos **77**, 62—63. Kurze Inhaltsangabe von Pfleger, 1929 b. (X).

298. 1929 b, Pfleger, K., Biologie der Mallophagen; Diss. rer. nat. dtsch. Univ. Prag Nr. 304; unveröffentlichtes Manuskript (vgl. Pfleger 1929 a). (BEEΣ).

299. 1929 a, Reichenow E. und Wülker, G., Leitfaden zur Untersuchung der tierischen Parasiten des Menschen und der Haustiere; Leipzig. — Mall. S. 216—217. (T).

300. 1929 a, Stiles, Ch. W., Hassall, A. and Nolan, M. O., Key-Catalogue of Parasites reported for Primates (Monkeys and Lemurs) with their possible public health importance and Key-Catalogue of Primates for which Parasites are reported; Bull. Hyg. Lab. **152**, 409—601. — Mall. S. 486. (FW).

301. 1929 a, STUNKARD, HORACE W., Parasitism as a biological phenomenon; Sci. Monthly **28**, 349—362. — Mall. S. 358. (J).

302. 1929 a, WIEMANN, Federlinge bei Schafen; Veröff. Jahr. Vetr. Ber. beamt. Tierärzte Preußens **19** (2), 44. — Nach brieflicher Mitteilung von Herrn Veterinärrat BOLTZ habe es sich dabei bestimmt um (Hühner-) Federlinge gehandelt und nicht etwa um den Schafhaarling. (DC).

303. 1930 a, BEQUAERT, J. C., Medical and economic entomology; Contr. Dep. trop. Med. Biol. V (Afric. Republic. Liberia [Harvard Afric. Exped.]) **2**, 797—1001. Cambridge U. S. A. — Mall. S. 997—998 nach Determinationen von H. E. EWING und J. WATERSTON. (F).

304. 1930 a, BUCHNER, P., Tier und Pflanze in Symbiose; Berlin. (R).

305. 1930 a, ENDERLEIN, GÜNTHER, Federlinge und Haarlinge. Mallophaga; in: BROHMER und EHRMANN und ULMER, Die Tierwelt Mitteleuropas **5**, T. 2 (VII. Liefg.), S. 17 ff. (Leipzig). (X).

306. 1930 a, FREUND, L., Die Parasiten, parasitären und sonstigen Krankheiten der Pelztiere; Hannover. — Mall. S 137—138, Lit. auch 139, 140. (F).

307. 1930 a, GALLI-VALERIO, B., Observations et recherches sur les parasites et les maladies parasitaires des animaux sauvages; Bull. Murithienne **47**, 50—89; St. Maurice. (F).

308. 1930 b, GALLI-VALLERIO, BRUNO, Notes de parasitologie; Zbl. Bakt. I. Orig. **115**, 212—219. Mall. S. 214—215.

309.* 1930 a, GARCIA-RIVERA, ANDRES, Lecciones de parasitologia y enfermidades tropicales; Habana. — Mall. S. 220.

310.* 1930 a, HANSEN, H. J., Studies on Arthropoda. III.; Kopenhagen. Mall. — S. 166 bis 170 (Mundteile). (M).

311. 1930 a, IMMS, A. D., A general textbook of entomology; 2. Aufl.; London. — Mall. S. 290—295, 300. (XX).

312. 1930 a, LANGERON, M., Georges Neumann; Ann. parasitol. **8**, 569. — Nachruf. (J).

313. 1930 a, LÜTTSCHWAGER, Die im Tierseucheninstitut gemachten Erfahrungen über die Aufzuchtkrankheiten der Hühner; V. Ber. Bekämpf. Aufzuchtkrankheiten, 116—132. — Mall. S. 128—129. (D).

314. 1930 c, PETERS, H. S., Suggestions for collecting external parasites of birds; Bird-Banding **1**, 146. (T).

315. 1930 a, PINTO, C., Arthrópodes Parasitos e Transmissores de Doenças (Tratado de Parasitologia vol. **4**); Rio de Janeiro. — Mall. S. 167—172. (XX).

316. 1930 a, RIES, E., Über die Symbionten der Läuse und Federlinge; Zbl. Bakt. I. Orig. **117**, 286—298 (R).

317. 1930 a, SCHWARTZ, B., IMES, M. and WRIGHT, W. H., Parasites and parasitic diseases of horses; U. S. Dept. Agric. Circ. (**148**). — Mall. S. 34—37. (EC).

318. 1930 a, THOR, S., Beiträge zur Kenntnis der invertebraten Fauna von Svalbard; Skrift. Svalbard (27). — Mall. S. 35, 39. (F).

319. 1930 a, ZUNKER, M., Versuche zur Ungezieferbekämpfung beim Geflügel; Arch. Geflügelk. **4**, 463—468. (C).

320.* 1931 a, BEDFORD, G. A. H., The ectoparasites of mammals and birds and their importance; Pamph. S. Afr. Biol. Soc. II (60).

321. 1931 a, CARPENTER, C. D., The use of nicotine and its compounds for the control of poultry parasites; J. Amer. vet. med. Assoc. **78**, 651—657. — Mit Diskussion. (C).

322. 1931 a, EWING, HENRY ELLSWORTH, Some peculiar relationships between ectoparasites and their hosts; J. Parasitol. **18**, 117. (J).

323. 1931 b, FERRIS, G. F., The louse of elephants / Haematomyzus elephantis Piaget (Mallophaga: Haematomyzidae); Parasitology **23**, 112—127. (S).

324. GALLI-VALERIO, BRUNO, Notes de parasitologie; Zbl. Bakt. I. Orig. **120**, 98—106. — Mall. S. 100.

325. 1931 a, Gruenewald, K., Über die Ätiologie des Ekzems; Diss. med. vet. Berlin (1444). — Mall. S. 38. (D).

326. 1931 a, Heberdey, R., Zur Entwicklungsgeschichte, vergleichenden Anatomie und Physiologie der weiblichen Geschlechtsausführwege der Insekten; Z. Morph. Ökol. Tiere **22**, 416—586. — Mall. S. 457—458, 505—508. (M).

327. 1931 a, Jaffé, R., Anatomie und Pathologie der Spontanerkrankungen der kleinen Laboratoriumstiere / Kaninchen / Meerschweinchen / Ratte / Maus; Berlin. — Mall. S. 702; Schadwirkung nicht gewürdigt. (X).

328. 1931 a, Lindroth, Carl H., Die Insektenfauna Islands und ihre Probleme; Zool. Bidrag Uppsala **13**, 103—599. — Mall. S. 142—144. (F).

329.* 1931 a, Neujukow, D. W., Almmasow, W. W. und Goljubew, J. E., Zur Bekämpfung der Federlinge der Hühner; Vet. spez. nas sozial. ostroje (17/18), 42—44. (C).

330. 1931 a, Neumüller, Schädigungen von Hühnern durch Behandlung mit Natriumfluoridsalbe anläßlich der Vertreibung von Federlingen; Dtsch. tierärztl. Wschr. **39**, 166—167. (C).

331. 1931 a, Nöller, W., Singvögel und Stubenvögelkrankheiten; Tierheilk. und Tierzucht **9**, 424—440. — Mall. S. 436. (D).

332.* 1931 a, Pacheco, G. und Bier, O., Epizootia em papagaios no Brasil e suas relaçoes com a psittacosa; Arch. Inst. Biol. São Paulo **4**, 89—120. (H).

333. 1931 a, Swezey, O. H., Trichodectes latus Nitzsch; Proc. Hawaiian ent. Soc. **7**, 361—362. (F).

334.* 1931 a, Wilson F. H., The bionomics of Lipeurus heterographus Nitzsch (Malloph.), the common head louse of fowls; with notes on other fowl infesting species; Ann. entom. Soc. Amer. **24**, 184. — Vortragstitel. (B).

335. 1932 a, Altara, Iginio, Malattie dei piccoli animali / Gallinacei, Piccioni, Palmipedi / Uccelli di lusso e da riserva, Conigli e Lepri; Torino. — Mall. S. 281—283.

336.* 1932 a, Brues, Ch. T. and Melander, A. L., Classification of insects / a key to the known families of insects and other terrestrial arthropods; Bull. Mus. comp. zool. Harvard Coll. **73**; Cambridge, U. S. A. (S).

337. 1932 a, Dunn, L. H., An effective method for collecting ectoparasites from live animals and birds; Psyche **39**, 26—29. (T).

338. 1932 a, Gebauer, O., Zur Kenntnis der Parasitenfauna der Gemse; Z. Paras. k. **4**, 147 ff. — Mall. S. 153 (Gemsenhaarlinge). (T).

339. 1932 a, Pagniez, Ph., Plichet, A. et Decourt, Ph., L'épilepsie expérimentale du cobaye suivant la technique de Brown-Séquard; C. R. Soc. Biol. Paris **109**, 541 bis 542. — Mall. nicht erwähnt, doch geht aus späteren Arbeiten hervor, daß bei den beschriebenen Versuchen die Anwesenheit von Gyropus ovalis vorauszusetzen war. (D).

340. 1932 a, Schuermann, E., Die wichtigsten Geflügelkrankheiten; Berlin. — Mall. S. 38, als „Milben" bezeichnet. (D).

341. 1932 a, Sprehn, C. E. W., Lehrbuch der Helminthologie, Berlin. — Trichodectes canis S. 446. (H).

342.* 1933 a, Bangs, O. and Loveridge, A., Reports on the scientific results of an expedition to the south-western highlands of Tanganjika Territory, III, Birds; Bull. Mus. comp. Zool. Harvard **75**, 143—221. (F).

343. 1933 a, Becker E. R., Host-specifity of animal parasites; Amer. J. trop. med. **13**, 505—523. — Mall. S. 517; auch sonst wichtig. (J).

344.* 1933 a, Comstock, J. H., An Introduction to Entomology; Revised edition; Ithaka N. Y. — Mall. S. 335—337 (nach Kellogg und Law). (X).

345.* 1933 a, Cullock, R. N., A Kangaroo louse infesting dogs; Agric. Gaz. N. S. Wales **44**, 617—619. (F).

346. 1933 a, Galli-Valerio, B., Notes parasitologiques et de technique parasitologique; Zbl. Bakt. I. Orig. **129**, 422—433. — Kurze Notizen über Mall. S. 424, 426, 429, 430.

347. 1933 a, GOETZE, R., Über die Derriswurzel (Tuba root) und ihre Anwendung zur Bekämpfung von Ektoparasiten bei Rindern; Dtsch. tierärztl. Wschr. **41**, 129—131. — Mall. S. 130. (C).

348. 1933 a, JELLISON, W. L., Parasites of Porcupines of the Genus Erethizon (Rodentia); Trans. Amer. micr. Soc. **52**, 42—47. — Weist Erethizon dorsatum als normalen Wirt für „Eutrichophilus setosus" nach. (WF).

349. 1933 a, MÜLLER, T., Zur Kenntnis der Federmilben der Wasserralle; Ber. Westpr. bot.-zool. Ver. **55**, 17—22. — Mall. waren vergeblich gesucht worden. (F).

350. 1933 a, PAGNIEZ, PH., PLICHET, A. et KOANG, N.-K., L'ép; lepsie de Brown-Séquard chez le cobaye / Sa production par section de la patte, combinée ou non avec celle du nerf sciatique; C. R. Soc. Biol. Paris **112**, 420—421. — Hier gilt dasselbe wie für PAGNIEZ & c. 1932 a.

351. 1933 a, RAEBIGER, H. (und KLIESCH, J.), Das Meerschweinchen / seine Zucht, Haltung und Krankheiten; 2. Aufl.; Hannover. — Mall. S. 88—89. (FE).

352. 1933 a, THOMPSON, G. B., Association of Hippoboscids with lice; Nature **132**, 605—606. (H).

353. * 1933 b, THOMPSON, R. W., Sodium Fluoride as a control for cattle lice; Rept. ent. Soc. Ontario **63**, 54—56. (C).

354. 1933 a, TITSCHACK, E., Die Entomologische Abteilung des Zoologischen Staatsinstituts und Zoologischen Museums in Hamburg; Hamburg. (F).

355. 1933 a, WEBER, H., Lehrbuch der Entomologie; Jena. (XM).

356. 1933 a, WEGELIN, H., Beitrag zur Kenntnis der Außenschmarotzer unserer Warmblüter. Mitt. Thurgauisch. Naturf. Ges. (29), 90—114; Frauenfeld. — Mall. S. 97 bis 102. (F).

357. 1934 a, BOS, A., Beitrag zur Kenntnis der Geflügelpockenübertragung durch Mücken und andere Arthropoden; Z. Inf.krkh. Haustiere **46**, 195—259. (H).

358. 1934 b, BRITTEN, H., Insects and Parasites; in: A. W. BOYD, Notes on the Tree-Sparrow, 1934; auf S. 348—349. — „Philopterus subflaveschis" bei Passer montanus. (F).

359. 1934 a, DUNN, L. H., Entomological investigations in the Chiriqui Region of Panama; Psyche **41**, 166—184. — Mall. S. 179—181. (F).

360. 1934 e, EICHLER, WD., Sammelt Vogelparasiten! Nachr.-Bl. Vogelring (Jan. 1934) p. III. (T).

361. 1934 f, EICHLER, WD., Vogelparasiten; Naturbeobachter (Staffelstein) **2**, 2—5. (X).

362. * 1934 a, GORSUCH, D. M., Life history of the Gambel Quail; Univ. Arizona Bull. **5**, 1—89.

363. ca 1934, HENRIKSEN, KAI L., Mallophaga und Anoplura; Zool. Faroes **2** (1), (XXXVII), 11 S.

364. * 1934 a, HEYMONS, R., Insecten; Handb. d. Naturwissensch., 2. Ausg., Bd. **5**, 597 bis 648; Jena. — Mall. S. 643; an Arten Trichodectes canis und „Menopon pallidum" erwähnt. (X).

365. 1934 a, JÜRGENS, WILHELM, Die Bekämpfung der Phthiriasis [Haematopinus eurysternus et vituli und Trichodectes scalaris] mit Ektoparasol beim Rinde; Diss. med. vet. Hannover; 51 S.; Quakenbrück.

366. * 1934 a, LAMEERE, Rec. Inst. zool. Torley-Roussea **4**, „Précis de Zoologie". (S).

367. * 1934 a, MORRIS, J. P. A., Ectoparasites; Rep. Dep. Anim. Health N. Rhod. (1933), p. 19; Livingstone.

368. 1934 a, PAGNIEZ, PH., PLICHET, A., SALLES, P. et LAPLANE, R., Du rôle des poux dans l'ép; lepsie de Brown-Séquard du cobaye; C. R. Soc. Biol. Paris **116**, 314—315.— Die erwähnten „poux" sind Gyropus ovalis (vgl. GALLIARD 1934 a). (D).

369. 1934 b, PAGNIEZ, PH., PLICHET, A. et LAPLANE, R., Du rôle de la lésion nerveuse dans la production de l'épilepsie de Brown-Séquard chez le cobaye; C. R. Soc. Biol. Paris **116**, 1319. — Hier gilt dasselbe wie für PAGNIEZ & c. 1934 a. (D).

370. 1934 a, Perrot, J. L., La spermatogenèse et l'ovogenèse du mallophage Goniodes stylifer; Quart. J. micr. Sc. **76**, 353—377. (O).

371. 1934 a, Skrjabin, K. J., Schulz, R.-E. S., Metelkin, A. J. und Popow, P. P., Weterinarnaja Parasitologija i Inwasionnje Bolesni Domaschnich Schiwotnich; Moskwa und Leningrad. — Russisch; Mall. S. 573—577 in dem von Popow bearbeiteten Abschnitt „Weterinarnaja Arachno-Entomologija" (S. 493—587). (DC).

372. 1934 c, Thompson, G. B., The Parasites of British birds and mammals. II. Records of Ixodoidea (Ticks); Ent. Monthly Mag. **70**, 204.

373. * 1934 a, Ward, J. W., Boopinae Mallophaga collected from Oklahoma City dogs; Proc. Oklahoma Acad. Sci. **14**, 22—23. — Heterodoxus spiniger. (F).

Professor Dr. ERICH MARTINI 70 Jahre alt

Der deutsche Altmeister der medizin. Entomologie, Prof. Dr. Erich Martini, beging am 19. März d. J. seinen 70. Geburtstag. Martini wurde am 19. März 1880 in Rostock als Sohn eines hohen juristischen Beamten geboren. Nach Absolvierung seiner Gymnasialzeit studierte er Naturwissenschaften und Medizin in Tübingen (bei Blochmann), München (bei Hertwig) und Rostock, wo er bei Seeliger mit einer Arbeit über einen bei Fischen schmarotzenden Rundwurm zum Dr. phil. promovierte (1902). Zwei Jahre später erwarb er an der gleichen Universität den Dr. med. In den folgenden Jahren (1906—1909) war er Assistent im anatom. Institut in Rostock, wo er bei Prof. Barfurth als Prosektor arbeitete. Dann wandte er sich ganz der Zoologie zu, wurde erster Assistent und Privatdozent für Zoologie in Tübingen, bekam dort auch einen Lehrauftrag für Forstzoologie und vergleichende Anatomie. Bis 1912 blieb er in Tübingen, um dann nach Hamburg an das Tropenhygienische Institut überzusiedeln, das damals im Entstehen begriffen war. Er wurde dort mit dem Aufbau und der Leitung der entomologischen Abteilung betraut. Zunächst als Hilfsarbeiter, dann als Assistent und schließlich, ab 1923 als Professor. Zu welch hoher Bedeutung er diese Abteilung in relativ kurzer Zeit gebracht hat, ist aller Welt bekannt.

Im ersten Weltkrieg diente er als Arzt und hatte dabei reiche Gelegenheit die bedeutende Rolle der Insekten als Krankheitsüberträger in den verschiedensten Ländern Europas kennenzulernen. „Nachdem dann der Krieg besonders wirkungsvoll Bedeutung und Nutzen gerade dieses Abschnittes der Entomologie bewiesen hatte, sowie die dringende Notwendigkeit solche Grundlagen der modernen Seuchenabwehr der allgemeinen Volksbildung zuzuführen, schreibt Martini im Vorwort zu seinem Lehrbuch, entschloß ich mich 1919 das Gebiet lehrbuchmäßig zu bearbeiten."

So entstand sein Hauptwerk „Lehrbuch der medizinischen Entomologie", das 1923 erschienen ist und damals eine ganz große Lücke in der Literatur der deutschen angewandten Entomologie schloß.

Das Buch fand große Anerkennung und Verbreitung im In- und Ausland, so daß bald neue Auflagen notwendig wurden: die dritte Auflage erschien 1946, eine vierte Auflage ist in Vorbereitung, in ihr sollen auch die neuen Kontaktgifte berücksichtigt werden. Dem Martinischen Lehrbuch ist es in erster Linie zu danken, wenn die medizinische Entomologie heute zu einer eigenen geschlossenen wissenschaftlichen Disziplin in Deutschland herangereift ist.

Welch hohes Ansehen in der ganzen Welt Martini sich erworben hat geht daraus hervor, daß er von zahlreichen wissenschaftlichen Gesellschaften des In- und Auslandes zum Ehrenmitglied ernannt wurde, und daß ihm im Jahre 1938 der Vorsitz des VII. Internationalen Kongresses für Entomologie übertragen wurde. Der „Deutschen Gesellschaft für angewandte Entomologie" gehörte er lange Zeit als Vorstandsmitglied an, und heute, nachdem die Jugend die Plätze im Vorstand eingenommen, ist er noch als Beirat in ihr tätig. Die Deutsche Gesellschaft für angewandte Entomologie ist Prof. Martini für seine treue und wertvolle Mitarbeit zu besonderem Dank verpflichtet. Sie richtet an den Jubilar besonders herzliche Glückwünsche. Möge er sein großes Können und sein großes Wissen der deutschen angewandten Entomologie noch recht lange zur Verfügung stellen können. K. E.

IX. Internationaler Entomologischer Kongreß Amsterdam (Niederlande)

Wir beehren uns Sie zu benachrichtigen, daß der IX. Internationale Entomologische Kongreß vom 17.—24. August 1951 in Amsterdam stattfinden wird. Die allgemeinen Sitzungen und ein Teil der Sektionsversammlungen werden im „Indisch Instituut" abgehalten.

Sekretariat

Das allgemeine Sekretariat befindet sich im „Physiologischen Laboratorium", Rapenburgerstraat 136, Amsterdam.

Sämtliche Korrespondenz wird an diese Adresse erbeten.

Sektionen

Der Kongreß wird in untenstehende Sektionen aufgeteilt:

1. Systematik und Morphologie.
2. Nomenklatur.
3. Genetika und Ontogenie.
4. Physiologie.
5. Ethologie.
6. Ökologie und Biologie.
7. Zoogeographie.
8. Land- und Gartenbauentomologie, Bienenzucht.

9. Forstentomologie.
10. Tropische Landwirtschaftsentomologie.
11. Vorratsschädlinge.
12. Medizinische und Veterinärentomologie.
13. Insektiziden und Bekämpfungstechnik.
14. Arachnoidea.

Publikationen

Gelegentlich des Kongresses wird außer einem Kongreß- und einem Exkursionsführer noch eine Broschüre erscheinen über die Entomologie in den Niederlanden, Indonesia, Surinam und den niederländischen Antillen. Nach Beendigung des Kongresses werden Verhandlungen publiziert, welche jedem Teilnehmer kostenlos zugestellt werden.

Kongreßbeitrag

Der Teilnehmerbeitrag ist wie folgt festgestellt worden: für gewöhnliche Mitglieder fl. 40,—, für Angehörige fl. 25,—.

Die Exkursionen werden zum Selbskostenpreis berechnet.

Alles weitere ist im Sekretariat für den IX. Internationalen Entomologenkongreß, Rapenburgerstraat 136, Amsterdam (Niederlande) zu erfahren.

Diejenigen die eine persönliche Einladung unbedingt benötigen werden gebeten sich an das Generalsekretariat zu wenden.

Das Organisationskomitee,

I. de Wilde
General-Sekretär

Wegen einer Augenoperation ist es dem Herausgeber nicht möglich gewesen, das Autoren- und Sachregister für den vorliegenden Band fertigzustellen. Es wird daher im Band 32, Heft 1 erscheinen. Der Band 31 kann somit erst nach Erscheinen des 1. Heftes des 32. Bandes gebunden werden.

Autorenregister

A

Abel 232, 257.
Abderhalden 339, 630.
Acqua 4, 6, 28.
Aders 626.
Adie 626.
Ahrens 559, 580.
Albertus Magnus 619.
Alcock 624, 627.
Aldrovandus 619.
Alessandrini 631.
Allman 90, 96.
Almmasow 633.
Alquist 87.
Altara 633.
Anderson 339, 473, 479, 485, 494, 499.
Annand 80, 96,
Anonym 619, 620, 624, 625, 630.
Appel 455.
Apstein 626.
Aristoteles 619, 621.
Armstrong 89, 90.
Ascherson 603.
Aubé 620.
Aubert 621.

B

Baer 446. 447, 453, 604.
Baker 631.
Bakowski 272.
Balzer 87.
Bandt 208, 220, 226.
Bangs 633.
Baranoff 604.
Barbey 415, 423.
Barfurth 636.
Bargmann 352, 362, 366, 367, 368, 371, 423.
Barnes 82, 96.
Barthelmä 351.
Bares 305, 332.
Batóry 158.
Baudet 631.
Baudisch 423.
Bauer 228, 232, 233, 238, 243, 257.
Bayer 623.
Becher 622.
Becker 100, 132, 133, 134, 135, 136, 137, 145, 146, 148, 154, 158, 159, 162,
Becker 163, 167, 168, 172, 173, 176, 275, 283, 285, 287, 288, 289, 291, 292, 293, 294, 295, 296, 297, 298, 299, 302, 339, 500, 630, 633.
Bedford 632.
Béguin 623.
Belitz 629.
Belovodsky 624.
Beneden 620.
Bergold 3, 4, 5, 6, 7, 9, 11, 13, 14, 16, 17, 19, 20, 21, 22, 24, 26, 31, 32, 35, 202, 207, 253, 339.
Bernard 628.
Bequaert 632.
Bieling 507.
Bier 633.
Birsch-Hirschfeld 622.
Bischoff 62.
Bishopp 87, 88, 94, 96, 629.
Blair 302.
Blanchard 622.
Blasky 455.
Blochmann 636.
Blunck 59, 77, 230, 257, 339, 456, 427, 471, 472, 500, 541, 580.
Boas 580.
Bodenheimer 61, 76, 502.
Bodkin 626.
Bodnar 628.
Bogdanow-Katjkow 593, 607.
Bolle 4, 5, 6, 9, 12, 26.
Bos 592 596, 603, 605, 607, 622, 634.
Bouchet 95, 96.
Bouhet 629.
Bouin 546.
Bouley 622.
Bourguignon 620.
Boutan 373.
Boyce 83, 84, 96.
Boyd 634.
Böhm 4, 6, 29.
Börner 339.
Böttger 439.
Brandner 630.
Brandt 246, 257.
Brass 621.
Braun 339, 346, 352, 363, 364, 365, 367, 409, 423, 541, 580, 624.
Brauns 339.
Breindl 4, 5, 6, 26, 30, 32.
Brenner 274, 403, 423, 456, 457, 472, 488, 499.
Britten 634.
Brohmer 632.
Brown-Séquard 621.
Bruce 509.
Brues 633.
Bruno 624.
Bryden 88, 90, 98.
Buchner 13, 35, 158, 173, 632.
Buchoz 619.
Buck, de 330, 332.
Bueb 76.
Buhl 580.
Buhler 624.
Burmeister 620.
Burnett 620.
Butovitsch 340.
Butt 581.
Buxton 629.
Büttiker 370.

C

Cagny 621.
Cambournac 332.
Cameron 630.
Campau 82, 96, 98.
Campell 79.
Carnoy 546.
Carpenter 632.
Castellani 627.
Ceballos 340.
Cecconi 415, 423.
Chalmers 627.
Chandler 626, 630.
Chapmann 3, 4, 27, 230, 257, 258.
Chatton 624.
Chin 593, 608.
Cholodkovsky 623.
Clea 626.
Coleopterorum Catalogus 538, 580.
Collins 513.
Comstock 633.
Cottam 208, 220, 226, 227.
Cotton 86, 96.
Coues 621.
Coute 5, 6, 9.
Cozette 629.
Cristol 81, 97.

Crowther 627.
Cullock 633.
Cuno 619.
Cuvier 620.

D

Dampf 625.
D'Ancona 230, 258.
Dauberschmidt 340.
Decker 80, 97.
Decoppet 580.
Decourt 633.
Deegener 627.
Delafond 620.
Derksen 148.
De Wilde 340.
Disselhorst 627.
Ditman 89, 90. 97.
Dobjhansky 233, 238, 255, 258.
Dobroscky 629.
Dosse 500.
Döhring 168, 173.
Dresbach 627.
Duméril 620.
Dunn 633, 634.
Dusban 89, 90, 97.
Du Toit 536.
Duvall 87.
Dürigen 630.

E

Earle 332.
Ebeling 89, 97.
Eckstein 3, 27, 292, 294, 299, 302, 624, 625.
Eggers 340.
Ehrlich 546.
Ehrmann 632,
Eichler 310, 332, 617, 618, 634.
Eidmann 229, 230, 255, 258, 302, 455, 580, 584, 587, 589, 590.
Eisentraut 310.
Ellsworth 632.
Elton 239, 255, 258.
Emmel 13, 224, 227.
Enderlein 623, 624, 627, 630, 632.
Enè, Iilie Mircea 541, 580.
Engel 246.
Eos 340.
Eriksen 628.
Erna 133.
Escherich 4, 6, 21, 27, 29, 30, 32, 35, 168, 175, 230, 233, 247, 253, 258, 280, 284, 289, 291, 298, 302, 352, 355, 357, 358, 359, 375, 377, 423, 448, 453, 500, 502, 580.
Essig 630.
Evans 624.
Evers 507.
Everts 592, 607.
Ewing 88, 632.
Eymelt 340.
Eysell 625.

F

Fahey 82, 83, 84, 85.
Fahrenholz 617, 618, 627.
Farber 389, 423.
Federley 239, 258.
Feige 592.
Fenjves 340.
Fernald 246.
Ferris 632.
Fiedler 38, 473, 509.
Finck, v. 450, 451, 453.
Finkenbrinck 154, 173.
Finnland 340.
Fischer 232, 245, 258, 340. 411.
Flachs 340.
Flanders 492, 499.
Fleck 81, 97, 434.
Forbush 246.
Ford 232, 242, 258.
Förster 379.
Franz 228, 230, 231, 242, 258, 340, 369, 420, 423, 501.
Fresca 629.
Freud 628, 632.
Freude 351.
Frey 609, 610.
Frickhinger, Dietrich 209.
Frickhinger, H. W. 338, 340, 501.
Friedrichs 141, 230, 247, 250, 258, 340.
Friesicke 628.
Frisch, v. 340, 341.
Frobisch 166, 173.
Frogatt 623, 625, 628.
Fröhner 623, 626.
Fuchs 355.
Fuller 513, 536.
Fürstenau 627.

G

Gaiger 624, 626.
Gallagher 629.
Galliard 634.
Galli-Valerio 622, 623, 624, 625, 626, 627, 628, 629, 630, 632 633.
Ganglbauer 375.
Gäbler 341, 440, 453.
Gebauer 633.
Gedoelst 624.
Geiger 423.
Geigy 209.
Geissel 254, 258.
Geoffroy 619.
Gerischer 424.
Gerstaecker 622.
Gervais 620.
Giebel 621.
Gillette 622.
Gilruth 623, 625.
Glaser 3, 4, 27, 29.
Glasgow 82, 97.
Goecke 502.
Goetsch 158, 173.
Goetze 634.
Goeze 619.
Goldbeck 623.
Goldschmidt 254, 258.
Goljubew 633.
Goullon 631.
Goureau 621.
Goury 592, 607.
Gonzales 65, 76.
Gowdey 473, 499.
Görnitz 341, 456, 472.
Gösswald 99, 100, 113, 133, 158, 162, 173, 341, 447, 453.
Götz 208, 209, 211, 213, 214, 215, 220, 227, 261, 274.
Graber 560, 565, 579, 581.
Gradojevic 341.
Gratia 4, 35, 36.
Griffith 620.
Grognier 620.
Groschke 500.
Großkopf 341.
Gruenewald 633.
Grünberg 626.
Guénanse 628.
Guerin-Méneville 6.
Guignon 592, 607.
Günthart 87, 90, 92, 94, 97, 341.
Gyllenhall 592, 607.
Györfi 341.

H

Haas 628.
Hackett 330, 332.
Hackmann 85, 89, 97.
Hadlington 625.
Hadora 255, 258.
Hall 625, 627, 629.
Haller 81, 97, 431, 434.
Hamilton 91, 93, 97.
Handlirsch 623.
Hansen 632.
Harder 183.
Hargreaves 473, 474, 485, 491, 499.
Harman 83, 97.
Harris 518, 536.

Harrison 618, 625, 626, 627, 628, 629, 630.
Harz 622.
Hase 99, 133.
Hassall 622, 631.
Haubuer 622.
Hayes 81.
Hähne 457, 472.
Hänni 88, 91, 92, 94, 97.
Härdtl 341.
Heberer 257.
Heberdey 633.
Hecht 332.
Heer 580.
Hegner 631.
Heidenreich 3, 4, 26, 27, 28, 35, 302.
Heidrich 627.
Heikertinger 341, 630.
Heine 631.
Heinz 304.
Heitz 158, 173.
Hennig 604, 607.
Henriksen 627, 634.
Henry 625, 628.
Henze 32.
Herfs 99, 133, 166, 167, 173.
Hering 342, 621.
Herter 137, 145, 173.
Hertig 629.
Hertwig 636.
Heske 342, 507.
Heymons 462, 472, 626, 634.
Higgins 208, 220, 226.
Hill 90, 97.
Himnan 87, 97.
Hindle 628.
Hixson 90.
Hofmann 27, 57, 76, 230, 258.
Holbeche 88, 90.
Holst 80, 97.
Homer 619.
Hooke 619.
Hopkins 617.
Horn 231, 258.
Hornady 239.
Hornung 627.
Horvath 622.
Hough 81, 83. 97.
Howard 625, 626.
Hölldobler 342, 583, 584, 587, 590.
Hudlmayer 351.
Hull 625.
Hundertmark 320, 328, 332, 333.
Hunold 431.
Hurt 81.
Hurtel d'Arboral 621.
Hutgra 628.

I

Ihle 625.
Illingworth 627, 630, 632.
Imes 627, 630, 632.
Imms 635.
Inglé 80, 95, 96.
Ivy 88, 97.

J

Jacentkovskij 604.
Jacobson 592, 593, 600, 607.
Jaffé 633.
Jahn 342.
Jamson 90.
Jancke 274, 580.
Janecek 342.
Janisch 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 11, 13, 14, 19, 21, 24, 26, 27, 31, 35, 141, 173, 181, 182, 183, 184. 185, 202, 204, 205, 206, 207, 234, 235, 236, 245, 246, 258, 342, 456, 471, 472.
Jellison 634.
Johannsen 234, 258, 581.
Johne 622.
Johnson 629.
Jørgen 619.
Judeich-Nitsche 423.
Judenko 342.
Jullien 621.
Junk 608.
Jürgens 634.

K

Kaeser 501.
Kaltwasser 173.
Kaner 87, 98.
Kangas 342, 353, 400, 423.
Kappert 235, 259.
Karmy 628.
Kaufmann 141, 173, 342.
Kaupp 629, 630.
Kearns 80, 95, 96, 98.
Keferstein 620.
Kélen 342.
Kéler 617, 618.
Kellogg 622, 623, 633.
Kemner 302.
Kemper 302, 500.
Kirchner 342, 592, 607.
Kirby 620.
Kirkpatrick 58, 76, 473, 477, 478, 479, 480, 481 485, 488, 489, 490, 491, 494, 495, 496, 499.
Kitt 630.
Klatt 246, 259, 342.
Klee 624.
Kleine 377, 379, 423.
Kliesch 634.
Klimmer 629.
Klose 310.
Klosz 333.
Kluge 536.
Klugkist 624.
Knoche 4, 6, 7, 9, 27, 29, 35, 185.
Koch 11, 158, 173, 302, 342.
Koang 634.
Koegel 629.
Kofoid 100, 133, 134.
Kohaut 623.
Kohn 631.
Kolázy 621.
Kolbe 622.
Koller 342.
Komarek 4, 5, 6, 26, 29, 30, 32, 35, 36, 343.
Konlechner 343.
Kopek 631.
Korschefsky 581.
Kotte 92, 95, 334.
Köhler 10, 230, 235, 236, 259, 260.
Köhler, O. 229.
König, E. 292, 302.
König, Paul 343.
Kraemer 349, 423, 501, 629.
Kraepelin 623.
Krassilshtshik 3, 27.
Kratochvil 343.
Krause 630.
Krauss 501, 623.
Kronacher 239, 259.
Kruel 501.
Krüpe 224.
Kuenen 343.
Kuhn 343, 344, 352, 364.
Kullenberg 343, 505.
Kunicke 302.
Kurir 343.
Küchenmeister 620.
Kühn 167, 236, 255, 259.
Küster 592, 607.

L

Lackowitz 603.
Lacroix 621.
Lahaye 631.
Laibach 501.
Lambert 621.
Lameere 634.
Lammering 87.
Lamson 627.
Landois 621.
Landt 619.
Langeron 632.
Laplane 634.
Latreille 619.
Launcelot 627, 629, 630.
Laurie 625.
Laven 324.
Law 633.

Läuger 79, 98, 343.
Leblois 628.
Lefèvre 592, 607.
Legatow 601, 605, 607.
Lehmann 581, 626.
Leidy 622.
Lengerken, v. 462, 472.
Le Pelley 473, 499.
Letje 3, 4, 5, 6, 7, 12, 17, 18, 19, 24, 26, 27, 36, 202.
Letzerkoss 351.
Leuckart 545, 581, 620.
Leunis 620.
Leuzinger 560, 581.
Levrat 5, 6.
Lewis 631.
Liese 100, 132.
Lietz 433.
Lindemuth 343.
Lindroth 633.
Linder 538, 569, 572, 573, 581.
Lindner 343.
Linstow 624.
Loos 450, 453.
Loracz 232, 259.
Lotmar 343.
Loveridge 633.
Löschel 176.
Ludewig 629.
Ludwig 229, 239, 240, 259.
Lugger 622.
Lundbeck 627.
Lüttschwager 632

M

Maag, A. G. 343.
Maag, R. 343, 344.
Macalister 621.
Madel 281, 302, 336, 455.
Magsymov 346.
Major 625.
Malac 343.
Mandoul 629.
Marek 628.
Marseul, de 592, 607.
Martin 79, 81, 98, 343, 344, 626.
Martinaglia 631.
Martini 305, 310, 313, 325, 326, 327, 330, 333, 506, 628, 636, 637.
Mayen 622.
Mayer 626.
Meckenbach 99, 133.
Méguignon 592.
Méguin 622, 623.
Melander 633.
Melnikow 621.
Menkiewicz 344.
Mense 625.
Menzel 344.
Menzell 340.
Merck 161, 162.
Merkenschlager 344.
Merrett 619.
Metcalf 80, 95, 96.
Metelkin 635.
Metzger 176.
Meunier 544, 569, 581.
Meusel 423.
Meyer, E. 344.
Meyer 580.
Michel 158, 173.
Miessner 627.
Mikuschka 630, 631.
Miyajima 4, 6, 21, 29, 30.
Mocher 246.
Mollison 551, 552, 581.
Monning 631.
Moore 626.
Moraeitz 592, 607.
Morgenthaler 344.
Morgentown 379.
Morris 634.
Mors 198, 207, 229, 231, 232, 242, 245, 248, 249, 252, 253, 259.
Morstadt 59, 76, 344.
Moufet 619.
Moulé 625.
Mulder 592.
Mülhens 13.
Müller 79, 98, 343.
Müller, G. 628.
Müller, F. P. 591, 607.
Müller, T. 625, 626, 634.

N

Nauck 304.
Naumann 623.
Neu 580, 581.
Neujukow 633.
Neumann 622, 623, 625, 626.
Neumüller 633.
Niklas 252, 259, 344, 447, 448, 449, 450, 451, 453,
Nitsche 357, 359.
Nolau 631.
Nolte 344, 345, 448, 453.
Notley 58, 59, 61, 62, 76.
Nöller 633.
Nüsslin 302, 352, 357, 358, 423.

O

Offhaus 158, 166, 173.
Ogloblin 592, 593, 607.
Olfer 618.
Oppermann 628.
Otte 631.
Oudemans 625, 628.

P

Pacheco 633.
Packard 623.
Pagniez 633, 634.
Paillot 4, 5, 6, 8, 17, 18, 26, 30, 31, 35, 36.
Paine 625.
Palmén 345.
Pape 345.
Pandelle 604.
Parker 260.
Pasfield 88, 90, 98.
Patman 89, 90.
Pávany-Vagna 624.
Pearl 230, 259.
Pecka 621.
Peleger 617, 618.
Pelley, Le, 73, 76.
Perris 302.
Perrier 630.
Perrot 635.
Peters 336, 617, 632.
Petri 592, 607.
Pfeffer 345.
Pfleger 629, 631.
Picard 624.
Piepew 167, 173.
Pierce 372, 624.
Pinto 632.
Plichet 633, 634.
Plinius 619.
Poloshenzeff 581.
Poppe 136.
Porter 83, 95, 98.
Preil 4, 6, 7, 36, 303, 333, 345, 346, 347, 348, 349, 350, 351, 354.
Preller 592, 607.
Prendergast 84.
Provajek 4, 5, 6, 12, 36.
Putscher 29.
Pütter 423.

R

Raebiger 634.
Railliet 621, 622.
Raitsits 626.
Rapp 607.
Ratzeburg 352.
Raucourt 86, 94, 98.
Rauh 628.
Rauscher 345, 501.
Redtenbacher 592, 607.
Regnier 581.
Reh 250.
Reichardt 592, 593.
Reichenow 34, 506, 631.
Reinhardt 630, 631.
Reinig 233, 259.
Reitter 352, 355, 358, 375, 423, 424, 592.
Reuter 627.
Rhumbler 250, 259, 358, 423.

Richter 345.
Rieck 345.
Riemschneider 208, 224, 227, 416, 424, 429.
Ries 632.
Riggert 569, 572, 581.
Riley 628.
Rippel 345.
Ritzema 607.
Robert 6.
Rocha-Lima 630.
Ruczicka 5, 6, 9, 29, 30, 32, 36.
Rudelt 246, 259.
Rudnene 168, 174.
Roegner-Aust 3, 4, 5, 7. 8, 9, 13, 14, 21, 23, 31, 36, 181, 182, 202, 204, 205, 206, 207, 208, 214, 227, 345, 501.
Rohrmoser 208, 227.
Romeis 546.
Rougemont 623.
Röser 455.
Rößler 345.

S

Saalas 345, 581.
Sacharow 593, 596, 597, 599, 600, 602, 607.
Sachtleben 250, 259, 351, 377, 386, 575, 581, 605.
Sainte-Claire Deville 592, 607.
Salles 634.
Sanson 621.
Sasaki 27, 36.
Saunders 513.
Schanderl 158, 163, 174.
Scharkowski 345.
Schäff 625.
Schedl 246, 248, 259, 345.
Scheidter 352, 355, 424, 559, 581.
Schenkling 608.
Schering 209.
Schiesche 626.
Schimitschek 76, 276, 294, 303, 345, 346, 352, 354, 355, 380, 381, 382, 395, 402, 424.
Schindler 505.
Schindelka 623, 624.
Schlöttke 158, 163, 174.
Schmidt, E. 346.
Schmidt, Hans 507.
Schnauer 457, 472.
Schneidemühl 623.
Schneider-Orelli 334, 346, 352, 364, 365, 417, 424, 538, 540, 543, 544, 569, 581, 582.
Schnetter 229.
Schreiner 593, 608.
Schtschegolew 592, 593, 605, 608.
Schuch 136, 137, 140, 141, 145, 174, 303, 539, 567, 569, 575, 576, 582.
Schuberg 310, 330, 333.
Schuermann 633.
Schulz 100, 133, 635.
Schulze 100, 133, 434.
Schwalbe 626.
Schwangart 346.
Schwartz 622.
Schwarz 303.
Schwerdtfeger 141, 174, 229, 230, 246, 249, 252, 255, 259, 276, 346, 369, 390, 391, 424, 443, 454, 539, 541, 542, 543, 545, 559, 574, 575, 577, 582.
Seeholzer 346.
Seeliger 636.
Segny 604.
Seidlitz 592, 608.
Seifert 100, 133, 134.
Sharp 623.
Shepard 79, 98.
Shibley 623.
Shufeldt 692.
Siedamgrotzky 622.
Siegrist 346
Sigmond 347.
Sikora 626.
Simo 620.
Simonds 621.
Simpson 621.
Skrjapin 635.
Slade 87, 89, 90, 91, 94, 98, 209, 227.
Sluiter 625.
Smee 499.
Smirküla 355.
Smirnow 230, 259.
Snodgrass 567, 582.
Sokolowsky 624, 627.
Sommer 134.
Sousa Napolis 522, 536.
Speiser 623, 624.
Spence 620.
Speyer 141, 174.
Spielmann 629.
Sprehn 631, 633.
Sprengels 178.
Sprossmann 183.
Stadler 347.
Stahl 246, 260.
Stanley 16.
Stein 582, 604, 620.
Steiner 82, 83, 84, 85, 98, 137, 151, 152, 153, 174, 347.
Steiniger 336.
Stellwaag 64, 76, 141, 174, 176, 271, 272, 274.
Stetter 630.
Steudel 542, 582.
Stiles 631.
Stolze 592.
Strack 619.
Straus-Durckheim 545, 582.
Strohl 236, 260.
Ströse 625.
Studer 622.
Stunkard 632.
Subklew 230, 260, 540, 541, 564, 582.
Summerland 82, 83, 84, 85, 98.
Sundevall 619, 620.
Swellengrebel 330, 332, 333, 625.
Swezey 633.

T

Tartiv 621.
Taschenberg 621.
Taylor 88, 89, 98.
Teodoro 5, 6.
Tempère 623.
Thalenhorst 247, 248, 260, 347.
Thaxter 625.
Thiel, van 333.
Thiem 501, 542, 582.
Thienemann 347.
Thomas 90, 98.
Thompson, G. B. 260, 582, 617, 634, 635.
Thompson, R. W. 634.
Thomson 347.
Thor 632.
Thren 353, 392, 424.
Timaeus 36.
Timoféeff-Ressovsky 228, 232, 233, 238, 243, 257, 260.
Titschack 347, 501, 631, 634.
Tooke 148.
Toppin 513.
Tóth 158, 174, 347.
Trager 16.
Trail 621.
Trappmann 77, 98.
Trasbot 621.
Trägårdh 242, 303.
Tretrop 628.
Trouessart 622, 623.
Tschetwerikoff 238.
Tubeuf, v. 3, 27, 36, 352, 389, 391, 393, 394, 424.
Tur 551, 552, 555, 582.

U

Uchida 628.
Ulmann 230, 260, 333.
Ulmer 632.
Underhill 629.
Uwarov 231, 260, 372, 373, 424.

V

Van Emden 592, 607.
Verdun 629.
Viehmeyer 587.
Vietinghoff-Riesch, v. 347.
Voekel 231, 246, 260.
Voeltzkow 560, 565, 579. 582.
Vogel 537.
Voigt 620.
Volkart 581.
Voss 628.
Vôute 347.

W

Wachtl 30, 36, 352, 424, 454.
Wadley 424.
Wagner 351.
Wahl 6, 9, 27, 36, 185, 347.
Wallace 89, 98.
Waldmann 168, 174.
Walter 351, 353, 391, 392, 393, 394, 396, 424.
Waltherum Ryff 619.
Walton 627.
Wam 79, 81, 98.
Wappes 347.
Warasi 333.
Ward 629, 635.
Washbourn 76.
Wasielewski 630.
Webber 246.
Weber 351, 561, 582, 634.
Webster 624.
Wedl 620.
Wegelein 634.
Weidner 151, 174, 292, 303.
Weise 593, 608.
Weissmann 392, 424.
Wellenstein 6, 29, 30, 31, 32, 36, 181, 192, 193, 198, 207, 230, 231, 232, 244, 245, 246, 249, 251, 252, 253, 254, 260, 347, 443, 454.
Westhoff 347.
Westhoff de Jouchere 347.
Westwood 620.
Weyer 304, 305, 307, 310, 313, 321, 323, 325, 328, 330, 333, 336, 347, 505, 506.
Whitaker 626.
Wialovitsch 259.
Wielowieyski 550, 551, 552, 553, 582.
Wiemann 632.
Wiesmann 78, 83, 98, 208, 227, 501, 564, 565, 581, 582.
Wigglesworth 558, 582.
Wilde 638.
Wilke 30, 36
Wilkinson 473, 482, 488, 499.
William 624.
Williams 100, 134, 347.
Wilson 82, 87, 98, 633.
Wimmer 621.
Winter 439
Wolbach 629.
Wolfram 501.
Wolff 4, 5, 27, 36, 37, 290, 303.
Wolsky 158.
Wood 627, 629.
Wong 593, 608.
Wright 632.
Wurm 622.
Wundrig 182, 186, 206, 617.
Wundriga 347.
Wülker 630, 631.

X

Xylander 624.

Y

Young 87.

Z

Zabler 183.
Zacher 168, 294, 303, 347.
Zander 175, 177, 178, 179, 337, 338, 347.
Zederbauer 30, 37.
Zernike 4, 14, 17, 184.
Zibordi 626.
Zuern 621.
Zumbt 347, 506, 521, 536.
Zunker 617, 632.
Zweigelt 347, 540, 582.
Zwick 626.
Zwölfer 13, 22, 30, 37, 198, 202, 207, 220, 229, 248, 260, 303, 347, 350, 351, 488, 499, 500.

Sachregister

A

Abia Leach 342.
Abies 354, 355.
Abies alba 358, 380, 381, 396.
— sibirica 342.
Abietis 379.
abietis C. 379.
abietum N. 340.
Abranis 209, 211, 214, 220.
Acanthocimus 281, 283, 284, 297.
— aedilis 168, 278, 280, 284.
Accidium A. et S. 409.
acervorum M. 342.
adiposum C. 611, 613, 614.
Aedes 329, 330.
aedilis A. 168, 278, 280, 284.
aeneum C. 277, 280, 281.
aeneus M. 93, 609, 611, 616.
Aerolepia assectella 346.
Aeromyrmex 344.
Aethalion 344.
africanus C. 62.
agilis D. 375.
Agrion 346.
Alabama argillacea 93.
alba A. 358, 380, 381, 396.
— S. 592, 600.
Alburnus lucidus 211.
allatum C. 567.
alpinus C. 593.
alternans L. 376.
altissimum S. 594, 600, 601, 603, 604, 606.
ambiguella C. 274.
americana P. 95.
Aneurus avenius 377.
angasi T. 512.
Anobiidae 343.
Anobium 282, 290, 291, 294.
— punctatum 145, 173, 275, 278, 280, 285, 290, 292, 293, 301, 302.
— Thomsoni 293.
Anopheles 304, 306, 307, 310, 311, 314, 316, 317, 318, 319, 322, 324, 325, 329, 330, 331, 332, 333.
— bifurcatus 305, 324, 325, 330, 332.
— maculipennis 180, 304, 305, 307, 313, 329, 332, 333.
— sine malaria 304, 332.
Anopheles maculipennis atroparvus 332, 333.
— — messae 332, 333.
— — typicus 332.
Antestia 473, 474, 475, 476, 480, 481, 482, 484, 487, 488, 490, 492, 494, 495, 499.
Antestia faceta 473, 474, 478, 483, 498.
— lineacollis 473, 474, 478, 480, 482, 486, 489, 498, 499.
antestiae C. 480, 487, 495, 497.
Anthaxia 279, 289.
Anthicidae 377.
Anthinus floralis 376.
Anthocoridae 377.
Anthonomus grandis 93, 372.
— pomorum 95, 96.
Anthrenus 111.
— fasciatus 133, 173.
Apis mellifica 343.
apis N. 175.
Aphiochaera xanthima 355.
Aphis gossypii 93.
Aporia crastaetgi 342.
— crataegi 343.
aquatilis R. 315.
arabica C. 38, 474.
Arabis arenosa Scop. 594.
aratrise P. 345.
Aremeles 341.
arenosa A. 594.
argillacea A. 93.
argusta Sp. 88.
Argyresthia laevigatella 343.
armigera 93.
Armoracia lapathifolia Gilib. 602.
arvensis S. 600.
Asarum 376.
Asemum 281, 285, 296, 299, 300.
— striatum 157, 277, 280, 284, 285, 298.
assectella A. 346.
atrata P. 375, 386.
atroparvus 305, 320, 322, 324, 328, 330, 332, 333.
auratus C. 209.
aurinia M. 258.
austeni G. 509, 511, 514, 519, 520, 522, 524, 534.
avenius A. 377.

B

bajulus H. 133, 135, 137, 139, 148, 167, 168, 172, 173, 174, 277, 280, 281, 285.
balsamea 358.
Barbaraea vulgaris R. Br. 600.
barbatulla C. 211.

barbatus S. 279, 285.
Beterva incana D. C. 600, 601.
Bethylidae 282.
bifasciatum Rh. 278, 282, 284, 291, 296, 300.
bifurcatus A. 305, 322, 324, 325, 330.
bimaculatus T. 84.
bipunctatum T. 411.
biselliella T. 133, 168.
bisignata M. 604, 606.
bistortata B. 500.
Blitophaga opaca L. 455, 456, 457, 458, 460, 461, 462, 464, 471, 472.
Boarmica bistotata 500.
bombyas N. 175.
bornmülleriana 358, 381.
Bostrichus curvidens 423.
— pitiographus 379.
botrana P. 274.
bovis H. 355.
Bowringi C. 593, 608.
Brachicaudus cardui 339.
Braconidae 282.
— I. 380.
Brassica oleracea L. 592, 594, 600.
— napus L. 594.
— nigra (L.) Koch 600.
— rapi L. 600.
brassicae M. 79.
— P. 343.
brevicornis M. 375, 385.
brevipalpis G. 509, 511, 514, 521, 522, 534.
Bryobia praetiosa 84.
Bupalus piniarius L. 36, 246, 257, 259, 260.
Buprestidae 280, 289.
buprestoides Sp. 277, 281, 282.
Bursa copulatrix 537, 545, 547, 548, 549, 568, 573, 574.

C

Caenoptera 281, 282, 297.
— minor 278, 280, 283, 303.
caffeina L. 38, 39, 40, 41, 42, 43, 44, 45, 46, 47, 48, 49, 50, 51, 52, 53, 55, 56, 57, 58, 59, 62, 63, 66, 67, 68, 69, 75.
Calandria granaria L. 93, 431, 438, 439, 440.
Callidium 280, 281, 284, 295, 299.
— aeneum 277, 280, 281.
— violaceum 277, 280, 288, 295.
Calliphora erythrocephala 347.
— vomitoria 335.
Calopteryx 346.
Calopus 280, 282, 287, 290, 292, 298.
— serraticornus 279, 285.
Calotermes flavicallis 101, 106, 115, 132.
Camponatus conspicuus 344.
— herculeanus 279, 583, 589, 590.
— ligniperda 279, 289, 584.
camponulae A. 345.
canadensis E. 317, 600.
Canthium 474.
Caococia murinana 258, 409.
Capsella bursa postoris (L.) Medik. 600.
capitatus P. 379, 386.
capito D. 339.
Carabidae 375.
Carassius auratus 209.
Carausius morosus 342.
cardui B. 339.
carnaria S. 335.
carpini T. 278, 293, 295.
carpio C. 211.
Carausius morosus L. 438, 560, 564, 581.
Casta F. 347.
Cecidostiba dendroctoni 379.
Cedrus 358.
cembrae S. 363.
Cerabotherium simum 512.
Cerambycidae 174, 296, 373.
Cerambyx cerdo 168, 173, 174.
cerdo C. 168, 173, 174.
Ceutorrhynchus napi 88, 92, 93.
— picifarsis 500.
— quadridens 88.
chalcographus P. 380.
Chalcophora Mariana 279, 284, 285, 289, 295.
Chalsididae 282, 342.
Chalsidoidae 378, 379.
cheiranthoides E. 594, 600, 601.
Cheiridium museorum 377, 386.
Chelonethi 377, 386.
Chionaspis salicis 259.
Chironimus 225.
Chittendeni D. 345.
Chrysobothris 279.
chrysocephala P. 93.
Chrysom. Col. 341.
Chrysomelinae 608.
Chrysomyia macellaria 335.
citri P. 84.
Cladophora 317.
Cleridae 376, 385, 386.
Clerus formicarius 375, 376, 385, 386.
cloacella T. 279, 282.
Clysia ambiguella 274.
Clytus 280.
— lama 278, 284.
Cobitis barbatula 211.
Coccinell 88.
Cochliomyia homonivorax 335.
Codiosama 278.
Coffea arabica 38, 474.
coffeae O. 44.
coffeella L. 38, 39, 40, 41, 42, 43, 44, 45, 46, 47, 51, 52, 53, 55, 56, 57, 58, 59, 62, 66, 68, 75.
coffeicola P. 62, 63, 76.
Col. Chrysom 341.
Colaphellus alpinus 593.
— Bowringi 593, 608.
— Hoefti 593.
— sophiae Schall 591, 592, 593, 597, 598, 599, 600, 601, 603, 604, 605, 606, 607.
Colaspidema (Colaphus) sophiae 607.

Coleoptera 351, 375, 385, 607.
— Ipidae 349, 386.
Conostignus pusillus 377.
Contarinia torquens 92
copulatrix B. 537, 545, 547, 548, 549, 568.
Corethra 329.
coriarus P. 345.
Corioxenus antestiae 480, 487, 488, 490, 495, 496, 497, 498.
Corpora lutea 537, 538, 554, 556, 557, 558, 559, 560, 568, 577, 579, 580.
Corpus allatum 567.
— adiposum 611, 613, 614.
corticalis P. 375, 386.
coryli N. 493.
Cossonus 278.
Costerocerus africanus 62.
Costia 221.
crastaetgi A., L. 342.
crataegi A., L. 343.
Cr. picae 365, 420, 426, 427.
Criocephalus 281, 284, 285, 291, 296, 299, 300.
— polinicus 277, 280, 283.
— rusticus 277, 280, 283.
Cryphalus abietis 379.
— piceae 384, 409, 420, 422.
— saltuarius 379.
Cryptococcus fagisuga 377.
— pusillus 378, 386.
Cucujidae 376.
Cucumis melo 88.
— sativus 89.
Culex 317, 319, 329, 330.
— pipiens autogenicus 230.
cuningi P. 65.
curvidens 346, 352, 355, 356, 357, 358, 359, 362, 363, 364, 366, 369, 370, 372, 373, 375, 376, 377, 378, 380, 382, 384, 385, 387, 388, 390, 397, 398. 399, 400, 401, 402, 403, 406, 407, 408, 409, 413, 414, 417, 418, 419, 425, 426, 427, 428, 429.
— B. 423.
— P. 349, 350, 354, 356, 364, 367, 368, 371, 378, 379, 410, 412, 415, 416, 420, 421, 422.
— (Tomicus) T. 423.
cyanoventris D. 335.
Cybollphalus politus 342.
Cyclopos 225.
Cydia pamonella L. 83.
Cylochaete 221.
Cyprimus carpio 211.
— orfus 209.

D

daricella L. 38.
decemlineata L. 94, 96.
decidua L. 358, 381.
Dendrobium 280, 294, 300.
— pertinax 278. 282, 285, 290, 292, 293.
dendroctoni C. 379.
Dendroctonus frontalis 379.
Dendroctonus micans 341.
Dendrolimus pini 20, 247, 259, 346.
depressa L. 346.
depressus Rh. 376, 385, 386.
Dermabobia cyanoventris 335.
Dermestes 279, 282, 291.
— lardarius 302.
dermestoides H. 279.
Dialenrodes Chittendeni 345.
Diaptomus 225.
diniana S. 343.
Dinjapyx Marcusi 344
Diospilus capito 339.
Diprion pini 248, 341.
dispar L. 230, 246, 343.
Dixa 329.
dominica R. 86.
Dreyfusia 346.
— nüsslini 347.
Dromius agitis 375.
Drosophila 230, 238, 255, 258.
— melanogaster M. 260, 431, 436, 437, 438, 440.
Drysbates major 378.
dumicola O. 377, 386.
Dysodiidae 377.

E

Eccoptogaster Ratziburgi 380.
— scolytus 380.
Ecphylus hylesini 380, 386.
Elisabethae P. 346.
Elodea canadensis 317.
elongatus E. 288, 295.
elutella E. 168.
Enproctis phaeorrhoea 342.
Ephestia kühniella 168, 169, 170, 259, 260.
— elutella 168
Epilachna varivestis 88.
Equisetum 315.
Eremotes 278.
— elongatus 288, 295.
Ergates 296, 297, 299, 300.
— faber 146, 173, 277, 280, 281, 285, 297, 302.
Erigeron canadensis L. 600.
Eripterus tarsalis Szepl. 605, 606.
erithrocephala C. 347.
Ernobius 293, 294, 296.
— mollis 278, 282, 284, 286, 294, 295
Erysimum cheiranthoides L. 594, 600, 601.
Euphorbia 296,
excelsa P. 355, 359.

F

faber E. 146, 173, 277, 280, 281, 285, 297, 302.
fagi P. 343.
fagisuga C. 377.
fasciatus A. 133, 173.
feceta A. 473, 474, 477, 478, 480, 481, 483, 484, 485, 498.

flabellicornis H. 279.
flammea P. 247, 259, 260.
flavicollis C. 101, 106, 115, 132.
— K. 347.
floralis A. 376.
— M. 604.
fluviatilis P. 211.
Formica rufopratensis major 584.
formicarius C. 375, 376, 385, 386.
formicidae 377.
frazeri 35.
frontalis D. 379.
fugax S. 345.
Fumea Casta 347.
Fungi imperfecti 409.
fuscum T. 278, 303.

G

Gabrieli T. 278, 303.
golloprovincialis M. 277, 280, 284, 299.
Gastroidea viridula 342.
Gastrophilus intestinalis 335.
gigas S. 279, 280, 282.
Glabratus H. 36.
Glossina austeni 509, 511, 514, 519, 520, 521.
— brevipalpis 509, 511, 514, 521, 534.
— morsitans 510, 513, 515, 532, 533.
— pallidipes 509, 511, 514, 516, 518, 519, 521, 533, 534, 535,
— palpalis 510, 515.
gossypii A. 93.
— N. 493.
Gracilia minuta 168, 174.
gracilis T. 377.
Gracillariidae-Tischeriidae 347.
granaria C. 93, 431, 438, 440.
grandis A. 93, 372.
granella T. 279, 282.
Grevillea robusta A. 475, 485.

H

Haematopota 535.
Harpium 297.
— inquisitor 278, 283, 284, 300.
Hecabolinae 380.
Heliothes absoletes 93.
herculeanus C. 279, 583, 584, 587, 589, 600.
heterodon 352, 357.
— S. 423.
Hieracium 439.
hippocastani M. 538, 540, 541, 542, 543, 579, 581, 582.
Histeridae 376, 386.
Hoefti C. 593.
hololeucus N. 279, 283.
Homalota plana 375, 386.
hominivorax C. 335.
Hydrodictum 317.
Hylecoetus 282, 285, 287, 290, 291.
— dermestoides 279.
— flabellicornis 279.
Hyles poligraphus 379.
hylesini E. 380, 386.
Hyletrupes 170, 171, 172, 281, 290, 296, 297, 299, 300.
— bajulus 133, 135, 137, 139, 141, 148, 149, 153, 154, 157, 162, 164, 166, 167, 168, 172, 173, 174, 277, 280, 281, 285, 286, 291, 295, 296, 302, 303.
Hylobius 421.
Hylurgaps glabratus 36.
Hym. Chalcididae 342.
Hymenoptera 376, 379, 386.
Hypoderma bovis 335.
— lineatum 355.
Hyponomeuta padellus 344.
Hypophloeus linearis F. 386.

I

Ichneumonidae 282.
Ichneumonoiden Braconidae 380.
Ichthyophthirius 222.
immissio penis 484.
imperfecti F. 409.
incana B. 600, 601.
Insecta Rhynchota 174.
intestinalis G. 335.
inquisitor H. 278, 283, 284, 300.
— Rh. 174.
Ipidae C. 349, 386.
Ipides 423.
Ips 315.
— cembrae 363.
— curvidens 346.
— seydentatus 380.
— (Tomicus) curvidens 423.
— (Tomicus) heterodon 423.
— (Tomicus) vorontzowi 423.
— typographus L. 36, 340, 341, 343, 345, 346, 369, 379, 413, 421, 503.
iridae T. 211.
Iris 315.

J

juvencus P. 279.

K

Kalotermes flavicollis 347.
kühniella E. 169, 170, 186, 259, 260.

L

Lachnus (Pterochlorus) roboris 173.
Laemophloeus alternans 376.
laevigatella A. 343.
lama C. 278, 284.
lapathifolia A. 601.
lardarius D. 302.
laricivorus T. 343.
Larix 358, 363.
— decidua 358, 381.
Lasius 279.
Leach A. 342.
lectularius C. 433, 430.

Lemna 312, 315.
lentus N. 376.
Lepidium ruderate L. 600.
— sativum 594.
Lepidoptera 347.
Lepisma saccharina 501.
Leptinotarsa decemlineata 94, 96.
Leptura 282, 297, 299, 300.
— rubra 277, 280, 281, 282, 285, 292, 296, 297, 299, 300.
Leucoptera 70, 72, 73, 75.
— caffeina 38, 39, 40, 41, 42, 43, 44, 45, 46, 47, 48, 49, 50, 51, 52, 53, 55. 56, 57, 58, 59, 62, 63, 66, 67, 68, 69, 75.
— coffeella 38, 39, 41, 42, 43, 44, 45, 46, 47, 51, 52, 53, 55, 56, 57, 58, 59, 62, 66, 75.
— daricella 38.
libanitca 358.
Libellula Melli 346.
— depressa 346.
ligniperda C. 279, 289, 584, 587, 589.
linearis H. 376.
linearis L. 173.
lineaticollis A. 473, 477, 478, 480, 482, 484, 485, 486, 489, 498, 499.
lineatum H. 335.
lineatus X. 278, 285, 287, 289.
Locusta migratoria migratorioides 90.
lucidus A. 211.
luridum T. 278, 281.
lutea C. 360.
Lycia rorida 347.
Lyctus linearis 173.
Lymantria dispar 230, 246, 343.
— (psilura) monacha L. 36, 37, 141, 207, 244, 260, 343.

M

macellaria C. 335.
maculipennis 305, 306, 320, 324, 325, 328, 330, 332.
— A. 180, 304, 305, 307, 313, 329, 332, 333.
— P. 604.
Macrosiphum onobrychis 85.
magnifica W. 335.
major D. 378.
Malacosoma neustria 342.
malinellus 344.
Mallophage 342.
Mamestra brassicae L. 79.
Marcusi D. 344.
Mariana C. 279, 284, 285, 289, 295.
mauretanicus T. 86.
medius 378.
Megastigmus 342.
Meigenia bisignata 604, 606.
— floratis Fall 604.
— mutalibis Fall 604.
— vulgaris Baranoff 604.
melanogaster D. 260, 431, 436, 437, 438, 440.
melanura N. 279, 297, 302.
Meligethes 610, 613, 614, 615.
— aeneus F. 93, 609, 611, 616.
Melitaea aurinia 258.
Melittia cucurbitae 86.
Melli C. 346.
mellifica A. 343.
melo C. 88.
Melolontha hippocastani F. 538, 540, 541, 542, 543, 579, 581, 582.
— melolontha L. 538, 581, 582.
— vulgaris M. 537, 538, 540, 541, 543, 579, 581, 582.
melolontha M. 538, 581, 582.
Melolontha spec. 580.
Melophagus ovinus L. 431, 435, 438, 440.
Merisinae 378.
Mesochorella nigriceps (Brischke) 605, 606.
Metoponcus brevicornis 375, 385.
micans D. 341.
micrographus P. 380.
migratoria migratorioides L. 90.
minor C. 278, 280, 284, 303.
minuta G. 168, 174.
mollis E. 278, 282, 284, 286, 294, 295.
monacha L. 36, 37, 141, 207, 244, 260, 343.
Monochamus 284, 285, 289, 291, 300.
— galloprovincialis 277, 280, 284, 299.
— sartor 277, 280, 282.
— sutor 277, 280, 282, 303.
morosus C. 438, 560, 564, 581.
morsitans G. 510, 513, 515, 532, 533.
murinana C. 258, 409.
museorum C. 377, 386.
mutabilis M. 604.
Myelophilus piniperda 369.
Myrmecophila acervorum 342.
Myriophyllum 315.
Myrmica 341.
Myrmicola ruginoides 377.
Myzus (Mycodes) persicae 340.

N

Nacerda 282, 287, 297, 298, 300.
— melanura 279, 285, 297, 302.
napi C. 88, 92, 93.
napus B. 594.
Nematospora 480, 493.
— coryli 493.
— gossypii 493.
Nematus abietum 340.
nemorum P. 86.
Nervus recurrens 567.
neustria M. 342.
nigra B. 600.
nigriceps M. 605, 606.
nigropunctata P. 474.
Niptus 282.
— hololeucus 279, 283.
Nitidulidae 376.
noetilio P. 279.

nordmanniana 358, 381.
Nosema 175.
— apis 175.
— bombycis 175.
nubilales 339.
— P. 345.
Nudobius lentus 376.
nüsslini D. 347.

O

Obisium dumicola 377, 386.
oblongus P. 88.
obsoleta H. 93.
Odonata 346.
Oenophthira pilleriana 274.
Oestrua ovis 355.
officinale S. 600.
oleracea B. 592, 594, 600.
opaca B. 455, 456, 457, 458, 460, 461, 462, 464, 471, 472.
Orbis terrarum 423.
orfus C. 209.
orientalis P. 380, 381.
Oscinis coffeae 44.
ovis O. 355.
ovinus M. 431, 435, 438, 440.

P

Pachycera xylophagorum 376, 377, 378, 379, 386.
pacificus T. 84.
Padellus H. 344.
palpalis G. 510, 515.
pallidipes G. 509, 511, 514, 516, 518, 519, 521, 522, 524, 532, 533, 534, 535.
pamonella C. 83.
Pangonia 535.
panolus flammea 247, 259, 260.
Panz. rudis 454.
parallelopipedus P. 376.
Parasarcophaga aratrix 345.
Parasetigena segregata 36, 259, 344, 446, 451, 453, 454.
Paratetranychus pilotus 83, 84.
— citri 84.
Paromolus parallelopipedes 376.
Paururus 280, 282.
— juvencus 279.
— noctilio 279.
pectinata 358, 380.
pectinicornis P. 278, 285, 292, 293.
pellionella T. 169.
penis i. 484.
Perca fluviatilis 211.
Periplaneta americana 95.
persicae M. 340.
pertinax D. 278, 285, 290, 292, 293.
Phaenop 279.
phaeorrhoea E. 342.
Phaxolus 80, 88.
Phloeonomus pusillus 375, 376, 385, 386.
Phloeopora corticalis 375, 386.
Phragmitis 315.
Phthorophloeus spinulosus 380.
Phyllaphis fagi 343.
Phylliodes chrysocephala 93.
Phyllobius oblongus 88.
Phyllotreta 341.
— nemorum 86.
Phymatodes 280, 284, 295, 299, 300.
— testaceus 277, 280, 288.
picae Cr. 384, 409, 420, 422.
Picea excelsa 355, 359.
— orientalis 380, 381.
Pichta 358.
picifarcus C. 500.
Pieris brassicae 343.
pilleriana Sp. 180, 261, 273, 274.
— O. 274.
pilosus P. 83. 84.
pinastri S. 259.
pini De. 20, 247, 259, 346.
— Di. 248, 341.
piniarius B. 36, 246, 257, 259, 260.
piniperda M. 369.
Pinus 358.
— silvestris 358, 381.
pipiens autogenicus C. 230.
Pissodes 341, 425, 427, 430.
pitiographus C. 379.
Pityogenes chalcographus L. 380.
Pityokteines curvidens 349, 350, 354, 355, 364, 367, 368, 371, 378, 379, 380, 387, 410, 412, 415, 416, 420, 421, 422.
— spinidens 354, 357, 379, 380, 382, 383, 420, 422.
Pityokteines vorontzowi 349, 355, 356, 379, 382, 420, 422.
— 376, 378, 380, 409.
Pityophtorus micrographus 380.
— pubescens 380.
Placusa atrata 375, 386.
— tachyoeriodes 375.
plana H. 375, 386.
Platipodidae 423.
Plegaderus vulueratus 386.
Plutella maculipennis Curt. 604.
Polichrosis botrana 274.
Poligraphus poligraphus 380.
— rufipennis 379.
poligraphus P. 380.
— H. 379.
polinicus C. 277, 280, 283.
politus C. 342.
pomorum A. 95, 96.
Potamogeton 315.
praetiosa B. 84.
Prionus coriarus 345.
proletella A. 345.
Promecotheca cumingi 65.
propria T. 553, 554, 557, 560.
Psallus seriatus 93.
Pselactis 278.

Pseudotsuga 358.
— taxifolia 358, 381.
Psila rosae F. 85.
Psychidae 347.
Psychotria nigropunctata 474.
Pteromalus capitatus 379, 386.
— puparum 343.
Pteronialidae 378, 379.
Ptilinus pectinicornis 278, 285, 292, 293.
— 282, 291, 292, 294, 298.
Ptinus 279, 282, 283.
pubescens P. 380.
punctatum A. 145, 173, 275, 278, 280, 285, 290, 292. 293, 301, 302.
puparum P. 343.
pusillus C. 377.
— Cr. 378, 386.
— P. 375, 376, 385, 386.
Pyransta 345.
— nubilalis 339.
Pyrethrum 497.
Pyrrhosoma Elisabethae 346.

Q

quadridens C. 88.
quadrupes X. 373.

R

rapa B. 600.
raphanistrum R. 600.
Raphanus raphanistrum L. 600.
— sativus L. 600.
Raphidia 375.
Ratzeburgi E. 380.
Receptaculum seminis 545, 547, 548, 549.
recurrens N. 567.
Rhagium 158, 282, 297, 303.
— bifasciatum 278, 282, 284, 291, 296, 300.
— inquisitor 174.
Rhaptrocerus xylophagorum 377.
Rhipicephalus sanguineus 506.
Rhizoperth dominica 86.
Rhizophagidae 385, 386.
Rhizophagus depressus 376, 385, 386.
Rhynchata Insecta 174, 347.
Rhyncolus 278.
roboris L. 173.
robusta G. 475, 485.
Roptrocerus 379.
— xylophagorum 377.
rorida L. 347.
rubra L 277, 280, 281, 282, 285, 292, 297, 299, 300.
ruderale L. 600.
rudis 454.
rufimitrana S. 409.
rufipennis P. 379.
rufopratensis major F. 584.
rufovillosum X. 278, 282, 285, 292, 294.
ruginoides M. 377.
rusticus C. 277, 280, 283.
Rynchota 351.

S

saccharina L. 501.
salicis 259.
— St. 340.
saltuarius C. 379.
sanguineus Rh. 506.
Saprolegnia 222.
Sarcophaga carnavia 335.
sartor M. 277, 280, 282.
sativum L. 594.
sativus C. 88.
— R. 600.
segregata P. 36, 259, 344, 446, 451, 453, 454.
Semasia diniana 343.
— rufimitrana 409.
seminis R. 545, 547, 548, 549.
seriatus P. 93.
sericata L. 335.
serraticornis C. 279, 285.
Serropalpus 280, 282, 287, 292, 293, 298.
— barbatus 279, 285.
sexdentatus I. 380.
sexmaculatus T. 84.
sibirica 358.
— A. 342.
Silphini 472.
silvestris P. 358, 381.
simum C. 512.
Sinapis alba L. 592, 600.
— arvensis L. 600.
sinapistrum S. 600.
sine malaria A. 304, 332.
Sisymbrium altissimum L. 594, 600, 601, 603, 604, 606.
— Loeselii L. 594, 596, 598, 600, 601, 603, 604, 606.
— officinale (L.) Scop. 600.
— sinapistrum Crantz 600.
— Sophia L. 600, 601.
Sirex gigas 279, 280, 282.
Solenopsis fugax 345.
sophia C. 591, 592, 593, 597, 599, 600, 601, 603, 604, 605, 606, 607.
Sophia S. 600, 601.
Sparganothis pilleriana 180, 261, 273, 274.
spec. T. 335.
spectrum X 279, 282.
spinidens 349, 352, 354, 355, 357, 358, 373, 380, 381, 382, 384, 385, 386, 387, 388, 397, 398, 399, 400, 401, 402, 409, 426, 429.
spinidens P. 354, 357, 379, 380, 382, 383, 386, 420, 422.
Spinulosus P. 380.
Sphinx pinastri 259.
Spiraea argusta 88.
— thunbergi 88.
Spirogyra 317.
Spondylis 296, 297, 299, 300.
— buprestoides 277, 281, 282.
Staphylinidae 375, 376, 385, 386.

Stilpnotia salicis 340.
striatum A. 157, 277, 280, 284, 285.
strobus 358.
sutor M. 277, 280, 282, 303.

T

tabaci T. 500.
Tabanus 535.
Tachina spec. 335.
Tachinidae 345.
tachyperiodes P. 375.
Taeniothrips laricivorus 345.
tarsalis E. 605, 606.
taxifolia P. 358, 381.
telarius T. 84.
Temnostethus gracilis 377.
Tenebrionidae 386.
Tenebrioides mauretanicus 86.
terrarum O. 423.
testaceus P. 277, 280, 288.
Tetranychus bimaculatus 84.
— pacificus 84.
— sexmaculatus 84.
— telarius 84.
Tetropium 280, 281, 283, 297, 300.
— fuscum 278, 303.
— Gabrieli 278, 303.
— luridum 278, 281.
Thomson A. 293.
Thrips tabaci 500.
thunbergi Sp. 88.
Timoidae 347.
Tinca vulgaris 211.
Tinea cloacella 279, 282.
— granella 279, 282.
— pellionella 169.
Tineola 167.
Tischleriidae G. 347.
Tomicus 423.
torquens C. 92.
Tragelaphus angasi 512.
Tremex 148.
Trichodectoidea 342.
Tripopithys 282, 300.
— carpini 278, 293, 295.
Trutta iridea 211.
T. brucei 514.
T. congolensis 514.
T. vivax 514.
Tunica propria 553, 554, 557, 560.
typicus 305, 322, 325, 328, 330, 332.
typographus I. 340, 341, 343, 345, 346, 369, 370, 374, 376, 379, 390, 409, 413, 420, 427, 503.

U

urtilae V. 340.

V

Valesneria 317.
Valesneria urtilae 340.
varivestis E. 88.
Vertebrata 378.
violaceum C. 277, 280, 288, 295.
viridula G. 342.
vomiboria C. 355
vorontzowi 352, 355, 356, 358, 377, 380, 381, 383, 384, 385, 386, 387, 388, 397, 398, 399, 400, 401, 402, 409, 427, 428, 429, 430.
— I. 423.
— P. 349, 355, 356, 379, 382, 420, 422.
vulgaris B. 600.
— Meigenia 604.
— M. 537, 538, 540, 541, 543, 579, 581, 582.
— T. 211.
vulneratus P. 386.

W

Wohlfartia magnifica 335.

X

xanthima A. 355.
Xeris spectrum 279, 282.
Xestobium 280, 293, 294, 300.
— rufovillosum 278, 282, 285, 292, 294.
Xilocopa 279.
xylophagorum P. 376, 377, 378, 379, 380.
— Rh. 377.
— R. 379.
Xyloterus 287, 291,
— lineatus 278, 282, 285, 290, 419.
Xylotrechus quadrupes 373.

COMMONWEALTH INST.
ENTOMOLOGY LIBRARY
21 AUG 1950
SERIAL Ent. 270
SEPARATE

Wichtige Neuerscheinungen:

PAUL SORAUER

Handbuch der Pflanzenkrankheiten

IV. Band: **Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen, I. Teil**

5. Auflage (2 Lieferungen)

Unter Mitwirkung hervorragender Fachwissenschaftler
herausgegeben von Prof. Dr. H. BLUNCK, Bonn

Lieferung 1, 1949, 427 Seiten mit 210 Textabbildungen. Brosch. 38,— DM-West

Inhalt: Thate, R., Protozoa, Urtiere. — Goffart, H., Nematodes, Fadenwürmer. — Goffart, H., Annelida, Ringelwürmer. — Tomaszewski, W., Mollusca, Weichtiere. — Kaufmann, O., Arthropoda, Gliederfüßler. — Thate, R., Crustacea, Krebstiere. — Schubart, O., Myriapoda, Tausendfüßler. — Zacher, F., Arachnoidea, Spinnentiere. — Kaufmann, O., Hexapoda, Insekten. — Tomaszewski, W., Apterygota. — Tomaszewski, W., Odonata, Libellen. — Friederichs, K., Embioptera, Spinnfüßler. — Zacher, F., Orthopteroidea, Geradflügler. — Weidner, H., Isoptera, Termiten, Weiße Ameisen. — Weidner, H., Psocoidea. — Blunck-Neu, Thysanopteroidea (Physopoda), Fransenflügler, Blasenfüße.

Die 2. (Schluß-) Lieferung wird unter anderem den umfangreichen Abschnitt über die Lepidopteren (Schmetterlinge) enthalten und im Frühjahr 1951 erscheinen.

Der Erwerb der 1. Lieferung verpflichtet zur Abnahme der 2. (Schluß-) Lieferung.

Das in der ganzen Welt maßgebende Standardwerk der Pflanzenkrankheiten und des Pflanzenschutzes. Eine während des Krieges in Vorbereitung befindliche Neuauflage dieses Bandes wurde vernichtet. Nach langem Fehlen wird dieselbe daher dringend erwartet.

BRAUN-RIEHM

Krankheiten und Schädlinge
der landwirtschaftlichen und gärtnerischen Kulturpflanzen und ihre Bekämpfung

Für Praxis und Studium

Sechste Auflage bearbeitet von Dr. H. BRAUN
o. Prof. u. Direktor des Instituts für Pflanzenkrankheiten der Universität Bonn

352 Seiten mit 243 Textabbildungen. Halbleinen geb. mit zweifarbigem Schutzumschlag 22,— DM-West, kart. 20,— DM-West

Die in großen Teilen völlig neubearbeitete sechste Auflage des Buches konnte durch die Vereinigung in einer Hand einheitlicher den Erfordernissen der Ausbildung angepaßt werden. Größter Wert ist auf möglichst erschöpfende Beschreibung der Krankheitssymptome gelegt worden, um mit Unterstützung der Bestimmungsschlüssel auch dem Nichtfachmann die richtige Diagnose zu erleichtern. Dem gleichen Zweck dient die Einfügung neuer, besonders charakteristischer Aufnahmen einer ganzen Anzahl von Schadensbildern, die bisher gar nicht oder unbefriedigend illustriert waren. Auf der anderen Seite ist durch eingehende Erörterungen der krankheitsbegünstigenden Umweltbedingungen ein besseres Verständnis für den Wert der Hygiene angestrebt worden, die stets die Grundlage im Kampf gegen Krankheiten und Schädlinge bilden muß. Wer noch tiefer in die oft verwickelten Zusammenhänge eindringen möchte, den leitet die nahezu verdoppelte Anzahl von Literaturhinweisen auf den richtigen Weg. Sie sind so gewählt, daß einmal die neuesten Arbeiten Berücksichtigung gefunden haben und zum anderen solche bevorzugt herangezogen worden sind, die selbst wieder umfassende Literaturzusammenstellungen bringen.

Verlag Paul Parey in Berlin und Hamburg

113
1P6

Anzeiger für Schädlingskunde

zugleich Nachrichtenblatt der Deutschen Gesellschaft für angewandte Entomologie e. V.

Begründet 1925 von Prof. Dr. Dr. h. c K. ESCHERICH und Prof. Dr. F. STELLWAAG
Herausgeber: Dr. H. W. FRICKHINGER

Die Zeitschrift erscheint monatlich. Bezugspreis vierteljährlich 4,50 DM-West zuzüglich Zustellgebühren

Die Zeitschrift berichtet interessant und anregend in Originalaufsätzen und Berichten hervorragender Wissenschaftler und Fachkenner über das Auftreten von Schädlingen in aller Welt, die Entwicklung der Mittel und Methoden der Schädlingsbekämpfung im In- und Ausland und die praktische Anwendung neuer Mittel zur Bekämpfung tierischer Schädlinge. Sie hat es sich zur Aufgabe gemacht, die Erkenntnisse der Wissenschaft und Ergebnisse der Forschung der Praxis zu vermitteln und dazu beizutragen, dem praktischen Schädlingsbekämpfer die modernsten und wirkungsvollsten Bekämpfungsmittel und ihre Anwendungsmethoden nahezubringen.

Inhalt der zuletzt erschienenen Hefte:

XXIII. Jahrgang, Heft 1, Januar 1950

G. Becker, Beobachtungen über Erholung von Scheintodlähmungen durch Kontaktgifte bei Cerambyciden.
H. Francke-Grosmann, Über ein Massenvorkommen von Gilletteella-Gallen an Sitkafichten (*Picea sitchensis* Carr.).
M. Klemm, Wanderheuschrecke in Mitteldeutschland.
H. Weidner, Der getüpfelte Tausendfuß (*Blaniulus guttulatus* Bosc.) als Schädling an Bohnenkeimlingen.
L. Kuhn, Ist Schädlingsbekämpfung rentabel?
H. W. Frickhinger, Der Reismehlkäfer (*Tribolium cataneum* Herbst) in Schaumgebäck.
F. Steiniger, Wanderratten im Freiland.
H. Löhrl, Ein Beispiel unsachgemäßer Krähenvergiftung.

XXIII. Jahrgang, Heft 2, Februar 1950

M. Eisentraut, Die wirtschaftliche Bedeutung der Fledermäuse und deren Schutz
E. Titschack, Methodisches zur Prüfung von Kontaktgiften.
A. Klimke und H. Haury, Die Atemgiftwirkung neuer insektizider Mittel.
B. Lange, Über Schädigungen an Äpfeln durch Larven der Blattwespe *Ametastegia* (*Taxonus*) *glabrata* Fall.
H. W. Nolte und H. Kießling, Beobachtungen über das Auftreten der Saatenfliege im Sommer 1949 in Thüringen.

XXIII. Jahrgang, Heft 3, März 1950

E. Leib, Zur Frage der Wirtschaftlichkeit von Pflanzenschutz- und Schädlingsbekämpfungsmaßnahmen.
E. Zieger, Über die Anwendung der Dämpfmethode in der Borkenkäferbekämpfung.
Wd. Eichler, Die Stubenfliege läßt sich ausrotten.
G. Lederer, Auftreten von *Cimex hemipterus* Fabricius 1803 = *C. rotundatus* Sign. sowie anderer *Cimex*-Arten in Hessen (*Heteropt. Cimicidae*).
G. Creutz, Vorsicht beim Verfüttern von gespritztem Maulbeerlaub!

XXIII. Jahrgang, Heft 4, April 1950

F. Hüter, Moderne Nagetiervertilgungsmittel.
J. Franz, Zur Lebensweise des Buchdruckers, *Ips typographus* L.
E. Gersdorf, Über die Verwendbarkeit neuartiger Insekticide zur Maikäferbekämpfung.
K. E. Knoth, *Otiorrhynchus ligustici* L. und *Hylastes trifolii* Müll. im Rotklee.
E. Blaser, Kann man die Bisamratte „ködern"?
E. Frömming, Untersuchungen über die Wirksamkeit des DDT-Präparates Duolit auf Landlungenschnecken.

Verlag Paul Parey in Berlin und Hamburg

Verlag: Paul Parey, (1) Berlin SW 68, Lindenstraße 44-47. (Amer. Sektor). Herausgeber: Geh. Reg.-Rat Professor Dr. Karl Escherich, München 19, Prinzenstr. 26. B 237 ISB Berlin. Printed in Germany. Druck: Hermann Beyer & Söhne (Beyer & Mann). Gen.-Nr.: KB/Z 024 — Erscheinungsweise: Jährlich 1 Band (4 Hefte)